

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

ISSN: 1815 - 8242
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

21(1)
enero - junio
2014

ARNALDOA es una publicación de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, editada semestralmente por el Museo de Historia Natural. Es norma de la revista que los artículos que se publican sean juzgados previamente por árbitros que dictaminen sobre sus merecimientos.

ARNALDOA acepta manuscritos originales e inéditos en idioma español o inglés, que deben seguir los lincamientos establecidos en Instrucciones a los Autores, las que aparecen al final de cada volúmen. Se envía en canje con publicaciones similares en botánica, sistemática y evolución, ecología, diversidad biológica y cultural, o temas afines a la historia natural.

ARNALDOA se encuentra indizada en LATINDEX (Sistema Regional de Información en Línea para Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal); SciELO (Scientific Electronic Library Online) y PERIODICA (Indice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias), BHL (Biodiversity Heritage Library).

Las opiniones expresadas por los autores son de su exclusiva responsabilidad y no reflejan necesariamente los criterios del Comité Editorial de ARNALDOA

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

El Museo de Historia Natural y Cultural, es la unidad que conserva, educa, investiga y difunde los conocimientos que generan sus colecciones científicas para impulsar la valoración y comprensión de la diversidad biológica y cultural de nuestro país, a favor del desarrollo de la comunidad.

ISSN : 1815-8242
TRUJILLO
REPÚBLICA DEL PERÚ

21 (1)
Enero - Junio
2014

Toda correspondencia relacionada a la Revista **ARNALDOA** deberá ser dirigida a:

Revista ARNALDOA

Museo de Historia Natural y Cultural

Universidad Privada Antenor Orrego

Casilla Postal 1075

Trujillo - PERÚ Telef: (+051) 044 - 604462

museo@upao.edu.pe

Carátula: Fotografía de *Arnaldoa weberbaueri* (Asteraceae) Copyright: Segundo Leiva

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú: N° 2014-15257
ISNN: 1815 - 8242

Registro de la Propiedad Intelectual
Editado por:

Av. América Sur N°3145
Urb. Monserrate, Trujillo - Perú
Telef. (51) 44 - 604462

Impreso en:
Impresiones Gráfica G & M S.A.C.
Jr. San Martín N° 674
Trujillo, La Libertad
Impreso en Perú - Printed in Peru

Comité Editorial

Pablo Chuna Mogollón

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. pchunam@upao.edu.pe

Jorge Vidal Fernández

Departamento Académico de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. jvidalf@upao.edu.pe

José González Cabeza

Departamento de Ciencias, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. gonzalezbiotec@hotmail.com

Víctor Quipuscoa Silvestre

Herbario HUSA, Universidad Nacional de San Agustín, Av. Daniel A. Carrión s/n, La PampillaArequipa, PERÚ. vquipuscoas@hotmail.com

Hamilton Beltrán Santiago

Museo de Historia Natural Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU. wilmersantiago@hotmail.com

Mario Benavente Palacios

Museo de Historia Natural Javier Prado, Av. Arenales 1256, Jesús María, Lima, Apartado 14-0434, Lima 14, PERÚ. mjbenaventep@yahoo.com

Eloy López Medina

Departamento de Fisiologìa Vegetal, Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ, elm@unitru.edu.pe

Luis Chang Chávez

Museo de historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. lchangc@upao.edu.pe

Guillermo Gayozo Bazán

Museo de historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, PERÚ. ggayosoba@upao.edu.pe

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural
ARNALDOA
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO
Volumen 21 (1) enero - junio, 2014

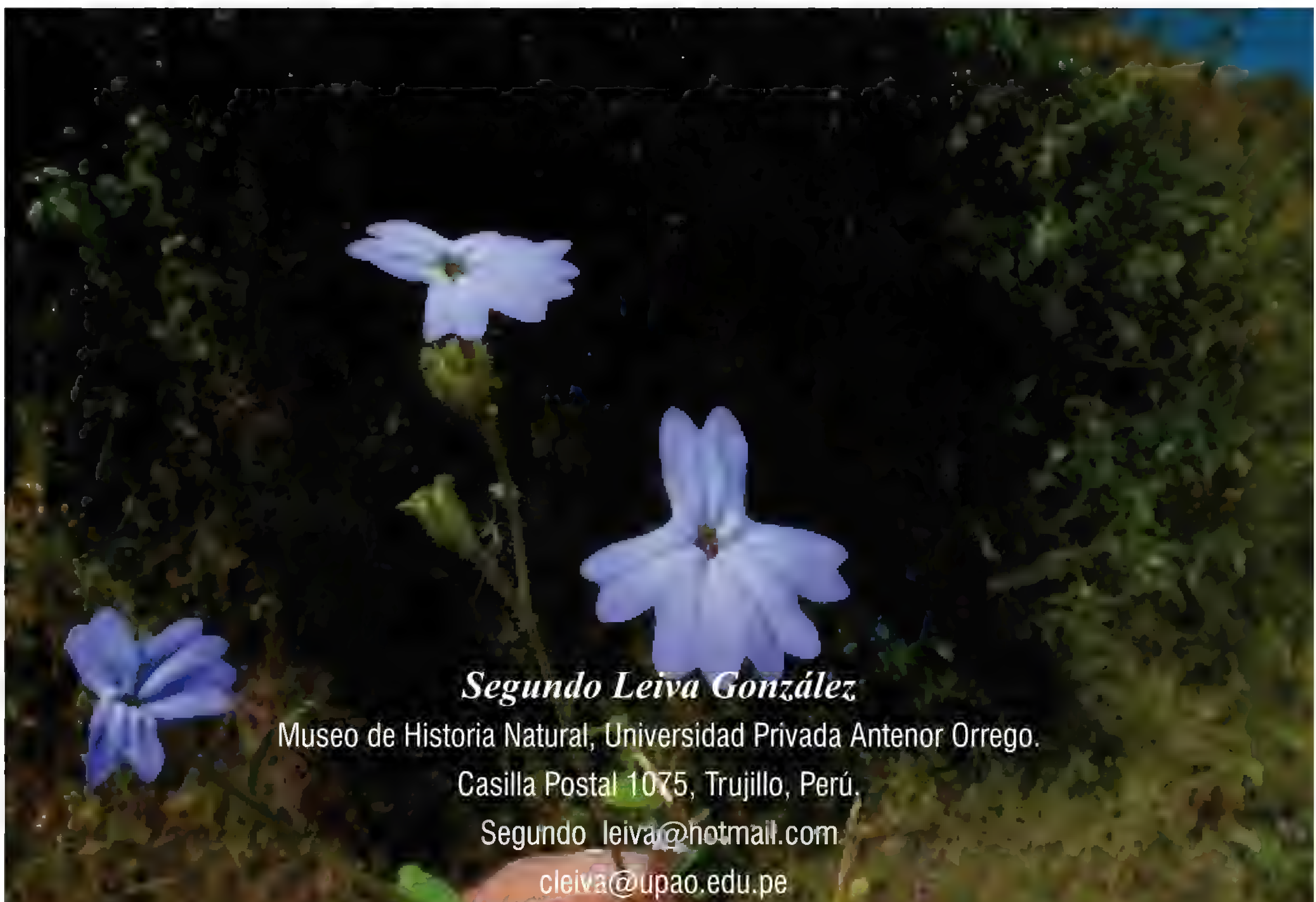
CONTENIDO / CONTENTS

Pág. Artículo Originales

Arnaldoa 21 (1): 9 - 24, 2014 ISSN: 1815-8242

Browallia amicora y *Browallia coalita* (Solanaceae) dos nuevas especies del Departamento Cajamarca, Perú

Browallia amicora and *Browallia coalita* (Solanaceae) two new species from Cajamarca Department, Peru


Segundo Leiva González
Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego.
Casilla Postal 1075, Trujillo, Perú.
Segundo_leiva@hotmail.com
cleiva@upao.edu.pe

Resumen

Se describen e ilustran en detalle *Browallia amicora* S. Leiva y *B. coalita* S. Leiva (Solanaceae) dos nuevas especies del Departamento Cajamarca, Perú. *Browallia amicora* es propia de la travesía Guzmango-La Pampa, alrededor de los 2571 m de elevación y *B. coalita* habita entre el Puente San Benito-Travesía de Yetón, entre los 1352-1691 m de elevación, ambas en el Distrito Guzmango, Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca, Perú. *Browallia amicora* se caracteriza principalmente por la disposición de las flores solitarias, el indumento de sus órganos florales, estilo incluso, cápsula oblonga con 43-48 semillas con el epispermo reticulado-foveolado. *Browallia coalita* se caracteriza por ser una hierba de (3-) 5-10 (-50) cm de alto que presenta el tubo del cáliz largo, limbo de la corola con los dos lóbulos laterales y los dos lóbulos inferiores redondeados y ligeramente apiculados en el ápice, 130-140 semillas por cápsula. Se incluyen datos sobre su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y sus relaciones con otras especies afines.

Palabras clave: *Browallia*, especies nuevas, Solanaceae, Cajamarca, Perú

Abstract

Two new species, *B. amicora* S. Leiva and *B. coalita* S. Leiva (Solanaceae) from Cajamarca Departament, Peru are described and illustrated. *Browallia amicora* inhabits Guzmango-La Pampa track, around 2571 m elevation, while *B. coalita* inhabits between San Benito bridge and Yetón track, around 1352-1691 m elevation; both belonging to Guzmango District, Contumazá Province, Cajamarca Department, Peru. *Browallia amicora* is characterized by its solitary flowers, its floral indumentums, included style, oblong capsule with 43-48 seeds, which have reticulate-foveolate testa. *Browallia coalita* is characterized by being a herb of (3-) 5-10 (-50) cm high, and having a long calyx tube, corolla limb with its two lateral lobes and its two nether lobes rounded and slightly apiculate on the apex, and 130-140 seeds per capsule. Data regarding geographic distribution, ecology, phenology, conservation status, and its similarities with other species are included.

Key words: *Browallia*, new species, Solanaceae, Cajamarca, Peru.

Introducción

El género *Browallia* L. fue fundado por C. Linné en Sp. Pl. 2: 631. 1753; Gen. Pl. ed. 5: 278. 1754. con la especie tipo: *B. americana*, y pertenece a la familia Solanaceae, subfamilia Cestroideae Burnett, tribu Browallieae Kustel, según Hunziker 2001; ratificado en las recientes filogenias moleculares de la familia propuesta por Olmstead *et al.* (2008) y Särkinen *et al.* (2013), ya que este género junto con *Streptosolen* Miers quedan dentro de un pequeño clado que conforma la tribu Browallieae, tal como Olmstead *et al* (2008) indica: *"...the molecular analysis confirms this view uniting Browallia and Streptosolen in a well-supported clade (100%)"*.

Browallia es un género neotropical que consta de pocas especies que han sido estudiadas aisladamente por varios autores entre los que destacan: Macbride (1962), al tratar la familia Solanaceae en su obra: "Flora of Peru", así como, Dios (1977) en su trabajo: "Especies peruanas del género *Browallia* (Solanaceae)" donde se describen 7 especies. Engler (1964) considera 8 taxones, mientras que Soukup (1977) menciona: "... *pequeño género con 5-6 especies de América Central y del sur del Perú dos*". Hunziker (1979) reconoce para el mundo dos especies: *B. americana* L. y *B. speciosa* Hook. Más tarde, Sagástegui & Dios (1980) incrementan una especie más: *B. acutiloba* Sagást. & O. Dios. Finalmente, D' Arcy (1991) sostiene que el género solamente consta de las tres últimas especies. Años después, Bracko &

Zarucchi (1993) en su obra: "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú", nombran 4 especies para Perú, a saber: *B. abbreviata* Benth., *B. acutiloba* Sagást. & O. Dios, *B. americana* L. y *B. speciosa* Hook. Ese mismo año, Van Devender & Jenkins (1993) publican *B. eludens* Van Devender & Jenkins, que habita en Santa Cruz, Arizona, al sureste de los Estados Unidos y noroeste de México. Dos años después, Leiva (1995) inicia sus estudios en el género, y publica una nueva especie: *B. mirabilis* S. Leiva, que habita en ruta al Bosque El Chaupe y Estrella del Oriente, Prov. San Ignacio, Dpto. Cajamarca, Perú, siendo nombrada en la pág. 194 de la obra titulada: Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003, publicada por Ulloa *et al.* (2004). Hunziker (2001) en su obra: "Genera Solanacearum en la pág. 88 indica: "*...possibly it has six species...*" y nombra 4, a saber: *B. americana* L., *B. demissa* L., *B. grandiflora* Graham & *B. speciosa* Hook. Luego, Limo *et al.* (2007) dan a conocer una nueva especie: *B. dilloniana* Limo, K. Lezama & S. Leiva, que habita en el Distrito Salpo, Prov. Otuzco, Dpto. La Libertad, Perú. Recientemente, Leiva *et al.* (2010) publican una nueva especie: *B. sandrae* S. Leiva, Farruggia & Tepe, que habita en el lugar denominado El Balconcito, ruta El Algarrobal-San Benito, Distrito San Benito, Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca, Perú. Finalmente, S. Leiva (2013) publica *B. salpoana* S. Leiva, propia del Cerro Ragash, arriba del pueblo de Salpo, Prov. Otuzco, Dpto. La Libertad, Perú. Por estos antecedentes, considero que el género necesita más observaciones de campo, estudios citogenéticos y moleculares, para poder delimitar las especies y preparar una monografía integral.

El género se distribuye desde el Sur de Arizona (U.S.A.), México, América Central, así como Las Antillas y los Andes de Sudamérica hasta Bolivia (Hunziker, 2001). Las especies del Norte de Perú, habitan desde los 20 m hasta los 3750 m de elevación en las altas montañas, formando parte del estrato herbáceo asociadas con arbustos y árboles.

Recientes excursiones al Norte del territorio peruano, especialmente al Dpto. Cajamarca, puso una vez más en evidencia poblaciones de dos especies de *Browallia* que llamaron mi atención por sus particularidades floríferas y fructíferas y que difieren de las especies ya conocidas. Dar a conocer estas nuevas entidades, es el principal aporte y objetivo de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en estos últimos años por S. Leiva & M. Leiva (HAO), J. Jara (MOL) y S. Knapp (NHM) en las diferentes expediciones realizadas a la ruta desde el Puente San Benito hacia el pueblo de Guzmango, pasando por la Travesía de Yetón, Distrito Guzmango, Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca, Perú, a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Browallia*. Las colecciones se encuentran depositadas principalmente en los Herbarios: BM, CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO, NHM, NY, USM. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 70% o AFA), para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos; asimismo, para la elaboración de las ilustraciones respectivas. Las descripciones están basadas en caracteres exomorfológicos que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y su discusión con las especies afines.

Los acrónimos de los herbarios son

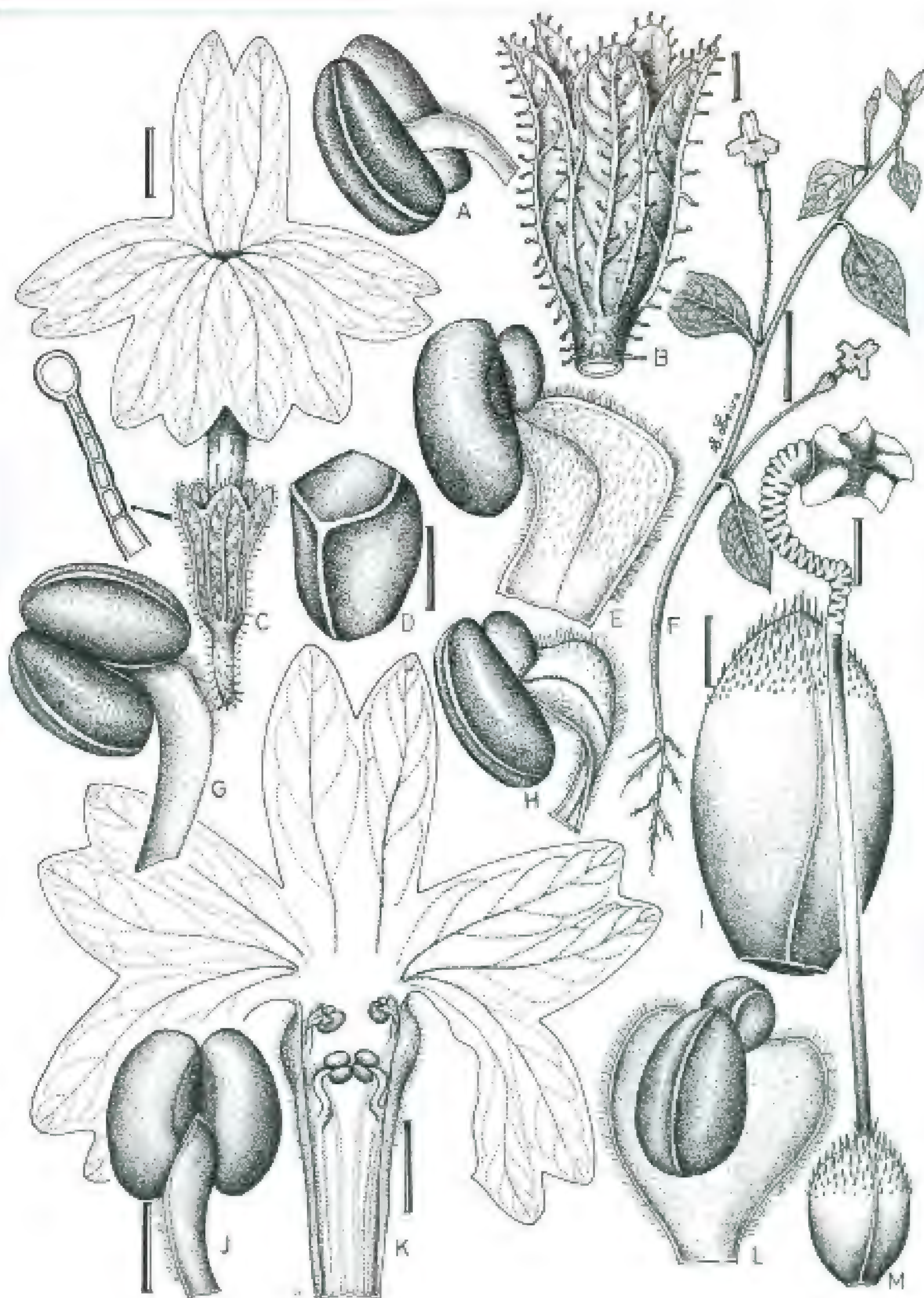


Fig. 1. ***Browallia amicora*** S. Leiva. A. Antera isomórfica en vista lateral; B. Fruto; C. Flor en antésis; D. Semilla; E. Antera heteromórfica en vista dorsal; F. Rama florífera; G. Antera isomórfica en vista ventral; H. Antera heteromórfica en vista lateral; I. Cápsula; J. Antera isomórfica en vista dorsal; K. Corola desplegada; L. Antera heteromórfica en vista lateral; M. Gineceo. (Dibujado de S. Leiva , S. Knapp 5697, HAO y NHM).

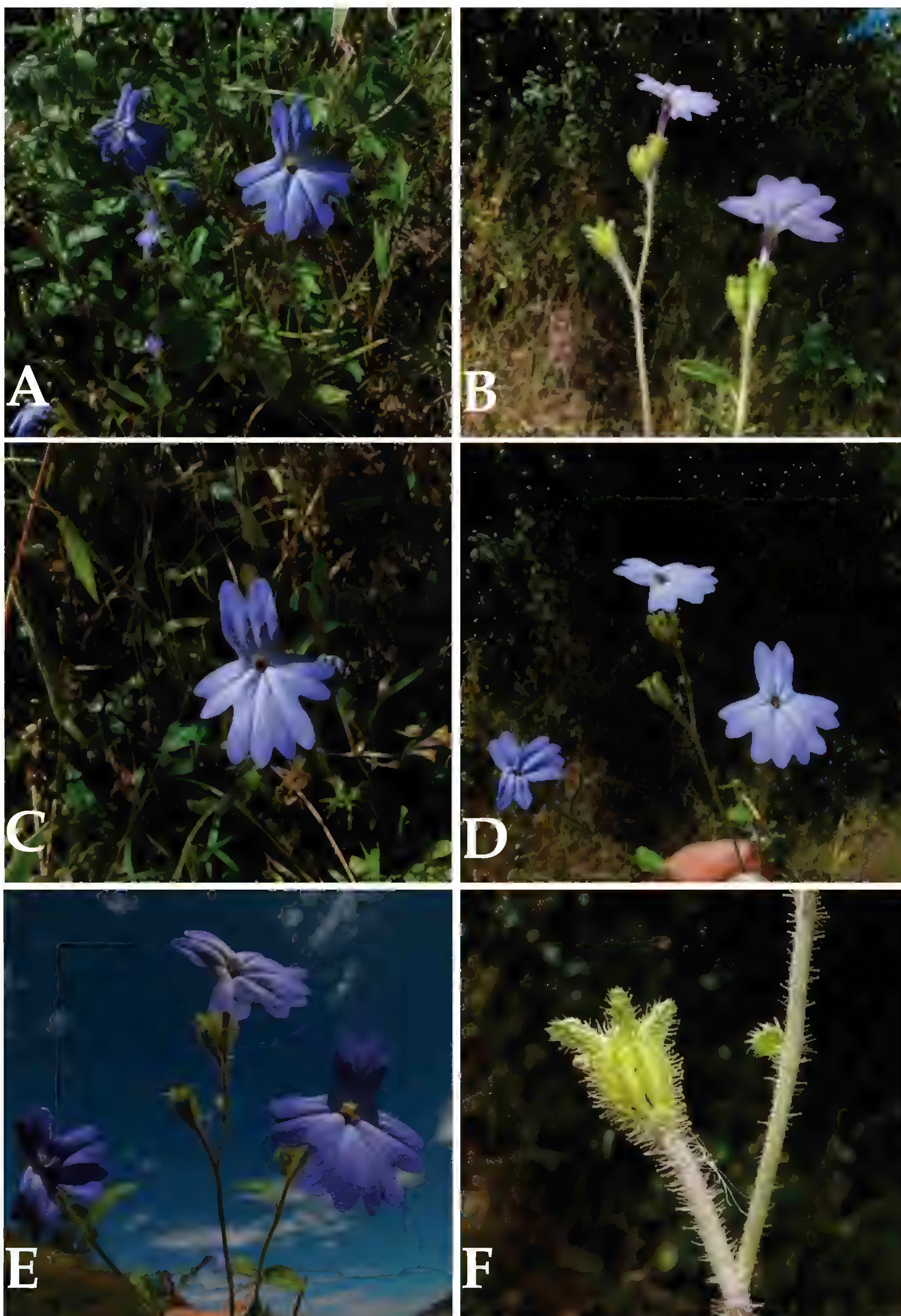


Fig. 2. ***Browallia amicora*** S. Leiva. A. Rama florífera en su hábitat; B-D. Ramas florífera con flores en antésis; C. Flor en antésis; F. Cápsula. (Fotografías de S. Leiva & S. Knapp 5697, HAO y NHM).

citados según Thiers (2013).

Resultados y discusión

1. ***Browallia amicora*** S. Leiva sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Cajamarca,** Prov. Contumazá, Distrito Guzmango, Desvío Guzmango-La Pampa. 7º 23′ 42,0″S, 78º 54′ 07,7″W. 2571 m, 1-VI-2014. S. Leiva, *S. Knapp & E. McAlister* 5697 (Holótipo: HAO; Isótipos a ser enviados: CORD, F, HAO, MO, NHM, USM)

Diagnosis. It differs from *B. dilloniana* Limo, K. Lezama & S. Leiva in being smaller herbs (10-30 cm vs. 30-50 cm high in *B. dilloniana*), having a bigger corolla limb (23-24 mm between the major lobe and the two nether lobes, and 20-21 mm between lateral lobes vs. 14-15 mm between the major lobe and the two nether lobes, and 8-9 mm between lateral lobes in anthesis), a style wrinkled only in the distal quarter (vs. style entirely wrinkled), and a capsule oblong with 43-48 seeds (vs. capsule obconic with 53-60 seeds in *B. dilloniana*).

Hierba anual, 10-20 (-30) cm de alto, tallos únicos o laxamente ramificados. **Tallos** viejos rollizos, verdes, suculentos, compactos, sin lenticelas, ciliados rodeados por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes, sin agrietamientos longitudinales, 2,5-3 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes, compactos, sin lenticelas, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares y algunos pelos glandulares (transparente el pie y amarillo-intenso la cabeza glandular). **Hojas** alternas; peciolo semirrollizo, verde-cremoso, verde-oscuro los bordes en la superficie adaxial, ciliado rodeado por una cobertura de pelos eglandulares transparentes multicelulares, 1,5-1,6 mm de longitud; lámina anchamente lanceolada, membranácea, verde-oscuro la superficie adaxial, verde-claro la superficie abaxial, glabrescente rodeado por algunos pelos eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras principales y secundarias en la superficie abaxial, aguda en el ápice, ligeramente redondeada en la base, entera en los bordes, 3,5-3,8 cm de largo por 2,6-2,7 cm de ancho. **Flores** solitarias, a veces 2-3 insertas en los ápices de las ramas principales; pedúnculo rollizo o filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, morado-claro, pubescente con una densa cobertura de pelos glandulares (transparente el pie, amarilla la cabeza glandular) y algunos pelos eglandulares transparentes, erectos, 3-5 (-15) mm de longitud. Cáliz tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde externamente, verdoso interiormente, pubescente con pelos glandulares (transparente el pie, amarilla la cabeza glandular) externamente, glabro interiormente, suculento o papiráceo, erecto, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, limbo 4-5 mm de diámetro en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, a veces ligeramente oblongos, verde externamente, verdoso interiormente, pubescentes con pelos glandulares externamente, glabro interiormente, ciliados con pelos glandulares en los bordes, erectos y ligeramente rotados, sobresalientes las nervaduras principales, 2,5-2,7 mm de largo por (1-) 1,2-1,3 mm de ancho; tubo 5-5,2 mm de largo por 3-4 mm de diámetro. Corola hipocrateriforme con una joroba en el ¼ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, ligeramente urceolado en el ¼ basal, zigomorfa, morado-intenso los ¾ distales, cremoso el ¼ basal externamente, cremoso interiormente, ciliado con pelos eglandulares transparentes externamente, piloso con pelos simples transparentes los

¾ distales, glabro el ¼ basal interiormente, membranácea a veces ligeramente suculenta, sobresalientes las nervaduras principales, 23-24 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 20-21 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado, lóbulos heteromórficos, rotados; un lóbulo mayor o superior rectangular o angostamente oblongo, ampliamente emarginado en el ápice, membranáceo, amoratado o morado externa e interiormente, sobresalientes las nervaduras principales externamente, ciliado con pelos eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, 9-10 mm de largo por 7,5-8 mm de ancho; dos lóbulos laterales rectangulares o ligeramente oblongos, ampliamente emarginados o escotados en el ápice, membranáceos, amoratados con las nervaduras principales morado-intenso externa e interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, glabro en los bordes, membranáceos, aplanados nunca reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales externamente, 9-10 mm de largo por 5-5,5 mm de ancho; dos lóbulos inferiores ligeramente oblongos, ampliamente emarginados o escotados en el ápice, amoratados o morados externa e interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, glabros en los bordes, membranáceos, aplanados, nunca reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 6-6,2 mm de largo por 6-6,2 mm de ancho; tubo corolino 17-17,5 mm de largo por 12-13 mm de diámetro al nivel de la garganta. Estambres 4, didínamos, inclusos, conniventes dos a dos, insertos en los ¾ distales del interior del tubo corolino, dos estambres superiores con anteras heteromórficas, las fértiles sub-reniformes, amarillentas, blanquecinas las suturas y amarillo el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,8-1 mm de largo por 0,4-0,5 mm de diámetro; anteras estériles o abortadas sub-reniformes, blancas, blanco cremosas las suturas, amarillo el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,2-0,3 mm de largo por 0,2-0,3 mm de diámetro; filamentos estaminales libres compresos, curvados, espatulados disminuyendo gradualmente hacia el área basal, cremosos, isomórficos, rodeados por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes en toda su longitud externamente, glabros interiormente, 2-2,3 mm de largo por 1-1,2 mm de ancho; área soldada semirrolliza o aplanada, cremosa, ciliado con pelos eglandulares transparentes en toda su longitud, 13-14 mm de longitud; dos estambres inferiores con anteras isomórficas, fértiles, oblongas, amarillas, blanco-cremoso las suturas, amarillo-intenso el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,8-1 mm de largo por 1-1,3 mm de diámetro; filamentos estaminales libres homodínamos, depresos, ligeramente torcidos, geniculados el área distal, verdo-amarillentos, rodeados por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes los ¾ distales externamente, glabro interiormente, 2-2,3 mm de largo por 0,2-0,3 mm de ancho; área soldada semirrolliza o aplanada, amarillenta-verdosa, ciliado rodeado por una cobertura de pelos eglandulares transparentes en toda su longitud, 10-13 mm de longitud. Ovario obovado, verde-claro, sin disco nectarífero, suculento, rodeado por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes rígidos o erectos la ½ distal, néctar transparente, 2-2,3 mm de largo por 1,5-1,7 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme los ¾ basales, arrugado y geniculado el ¼ distal, erecto, cremoso amarillento, glabro, 9,8-10

mm de longitud; estigma umbraculífero, tetralobulado, 4 cavidades (dos en la superficie adaxial y dos en la superficie abaxial), verde-oscuro el área media, amarillenta el área marginal o bordes la superficie adaxial, verdosa la superficie abaxial, glabro, 1,5-1,7 mm de largo por 1,8-2 mm de diámetro. **Cápsula** erecta, oblonga, verde a la inmadurez, 4-valvada, rodeada por una cobertura de pelos eglandulares transparentes rígidos el ¼ distal, 5-5,2 mm de largo por 2,8-3 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve ajustadamente a la cápsula hasta el 90-95 % de su longitud basal, lóbulos erectos ligeramente estrellados, 5,5-5,8 mm de largo por 4-4,5 mm de diámetro. **Semillas** 43-48 por cápsula, poliédricas, a veces oblongas, frágiles, cremosas a la inmadurez, glabras, epispermo reticulado-foveolado, 0,8-0,9 mm de largo por 0,6-0,7 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. Cajamarca**, Prov. Contumazá, Distrito Guzmango, cruce Guzmango-La Pampa, (cerca de 500 m), 7° 23′ 12″S, y 78° 54′ 16″W. 2353 m, 1-VI-2014, *S. Knapp, E. Gamboa, D. Hall, S. Leiva & E. McAlister 10710* (BM, USM); 7° 23′ 12″S, y 78° 54′ 16″W. 2353 m, 1-VI-2014, *S. Knapp, E. Gamboa, D. Hall, S. Leiva & E. McAlister 10713* (BM, USM); 7° 23′ 42,0″S, y 78° 54′ 07,7″W. 2571 m, 19-IV-2014. *S. Leiva & M. Leiva 5635* (CORD, F. HAO, MO, NHM, NY, USM); 7° 23′ 42,0″S, y 78° 54′ 07,7″W. 2571 m, 1-VI-2014. *S. Leiva, S. Knapp & E. McAlister 5697* (BM, CORD, F. HAO, MO, NHM, NY, USM);

Browallia amicora S. Leiva está relacionada con su especie hermana *B. dilloniana* Limo, K. Lezama & S. Leiva (ver Limo *et al.*, 2007) propia de arriba del lugar denominado San Andrés de Cárcel (ruta Salpo-Casmiche) y arriba de Murañe (ruta Salpo-Pagash; Distrito Salpo, Prov. Otuzco, Dpto. La Libertad, Perú), porque ambas tienen las flores solitarias, pedúnculo morado o morado-claro rodeado por una cobertura de pelos glandulares (transparente el pie, amarilla la cabeza glandular), cáliz tubular pubescente rodeado por una cobertura de pelos glandulares externamente, corola hipocrateriforme con la joroba morado-intenso, ciliada con pelos eglandulares transparentes los ¾ distales externamente, piloso con pelos eglandulares transparentes en toda su longitud interiormente, lóbulos de la corola ampliamente emarginados o escotados en el ápice, morado o amoratado externa e interiormente, semillas con la testa reticulado-foveolado, hierbas con tallos únicos o a veces laxamente ramificados. Pero, se diferencian porque *B. amicora* tiene el limbo de la corola 23-24 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) por 20-21 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro en la antésis, estilo con el ¼ distal arrugado, filiforme los ¾ basales, cápsula oblonga con 43-48 semillas, hierbas 10-20 (-30) cm de alto. En cambio, *B. dilloniana* tiene 14-15 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 8-9 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro en la antésis, estilo arrugado en toda su longitud, cápsula obcónica con 53-60 semillas, hierbas (30-) 40-50 cm de alto.

Distribución y ecología: Especie con distribución restringida y aparentemente endémica en la zona de recolección en donde es relativamente abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado en los alrededores del pueblo de Guzmango y, especialmente en la travesía de Guzmango-La Pampa, Distrito Guzmango, Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca, Perú, alrededor de los 2571 m de elevación y

a 7°23'42,0"S, y 78°54'07,7"W como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva en los bordes de las carreteras, caminos, chacras y acequias; prefiere suelos arcillosos con tierras negras y con abundante humus, asociada con: *Iochroma stenanthum* S, Leiva, Quip. & N. W. Saywer, *Iochroma cornifolium* (Kunth) Miers "campanilla", *Iochroma rubicalyx* S. Leiva & Jara "lusaque", *Lycianthes jelskii* (Zahlbr.) Bitter, *Jaltomata cajamarca* Mione "canamuela" (Solanaceae), *Eucalyptus amigdalina* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Zea mays* L. "maíz" (Poaceae), *Viguiera weberbaueri* S. F. Blake "zuncho", *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), *Calceolaria utricularioides* Benth. "globitos" o "zapatitos" (Calceolariaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie herbácea, que brota después de las lluvias de invierno, para luego florecer y fructificar desde el mes de abril hasta junio.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012), *B. amicora* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 alrededor del pueblo de Guzmango, siendo ésta la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de Guzmango. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico hace alusión a la amistad, cooperación y armonía entre los botánicos, especialmente los que estudian la familia Solanaceae.

2. ***Browallia coalita*** S. Leiva sp. nov. (Fig. 3-4)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Cajamarca**, Prov. Contumazá, Distrito Guzmango, ruta pasando el Puente San Benito hacia Guzmango, 7° 25' 25,2"S, 78° 55' 29,0"W. 1352 m, 31-V-2014. *S. Leiva, S. Knapp & E. McAlister 5691* (Holótipo: HAO; Isótipos, a ser enviados: CORD, F., HAO, MO, NHM, USM).

Diagnosis. *Browallia coalita* differs from *B. salpoana* S. Leiva in its slightly pubescent stems (vs. sericeous stems in *B. salpoana*), its membranaceous leaves ovate or slightly triangular and pubescent abaxially (vs. fleshy leaves obovate, spatulate or rhomboid and, glabrous abaxially), its flowering calyx color and pubescence (green with dark green veins and glabrescent vs. lilac basally with green distally and strigose), its corolla green and lilac distally, and cream basally externally (vs. corolla deep purple with a few yellowish green ribs externally), its corolla limb with the two lateral and nether lobes slightly apiculate on the apex (vs. corolla limb with these lobes emarginated on the apex), and in its more numerous seeds per capsule (130-140 vs. 48-60).

Hierba anual, 5-10 (-50) cm de alto, tallos únicos o laxamente ramificados, a veces ampliamente ramificada. Tallos viejos rollizos, morados o lila intenso la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, ciliados rodeados por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes, sin agrietamientos longitudinales, 4-5 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes, lila intenso los nudos, compactos, sin lenticelas, ciliados con pelos eglandulares transparentes, inclinados. **Hojas** alternas; peciolo semirrollizo o abruptamente aplanado la superficie adaxial, verde claro,



Fig. 3. ***Browallia coalita*** S. Leiva. A. Antera isomórfica en vista dorsal; B. Semilla; C. Fruto; D. Antera isomórfica en vista lateral; E. Flor en antésis; F. Antera heteromórfica en vista lateral; G. Antera isomórfica en vista ventral; H. Rama florífera; I. Antera heteromórfica en vista lateral; J. Antera heteromórfica en vista dorsal; K, Gineceo; L. Corola desplegada; M. Cápsula. (Dibujado de S. Leiva, S. Knapp 5691, HAO y NHM).

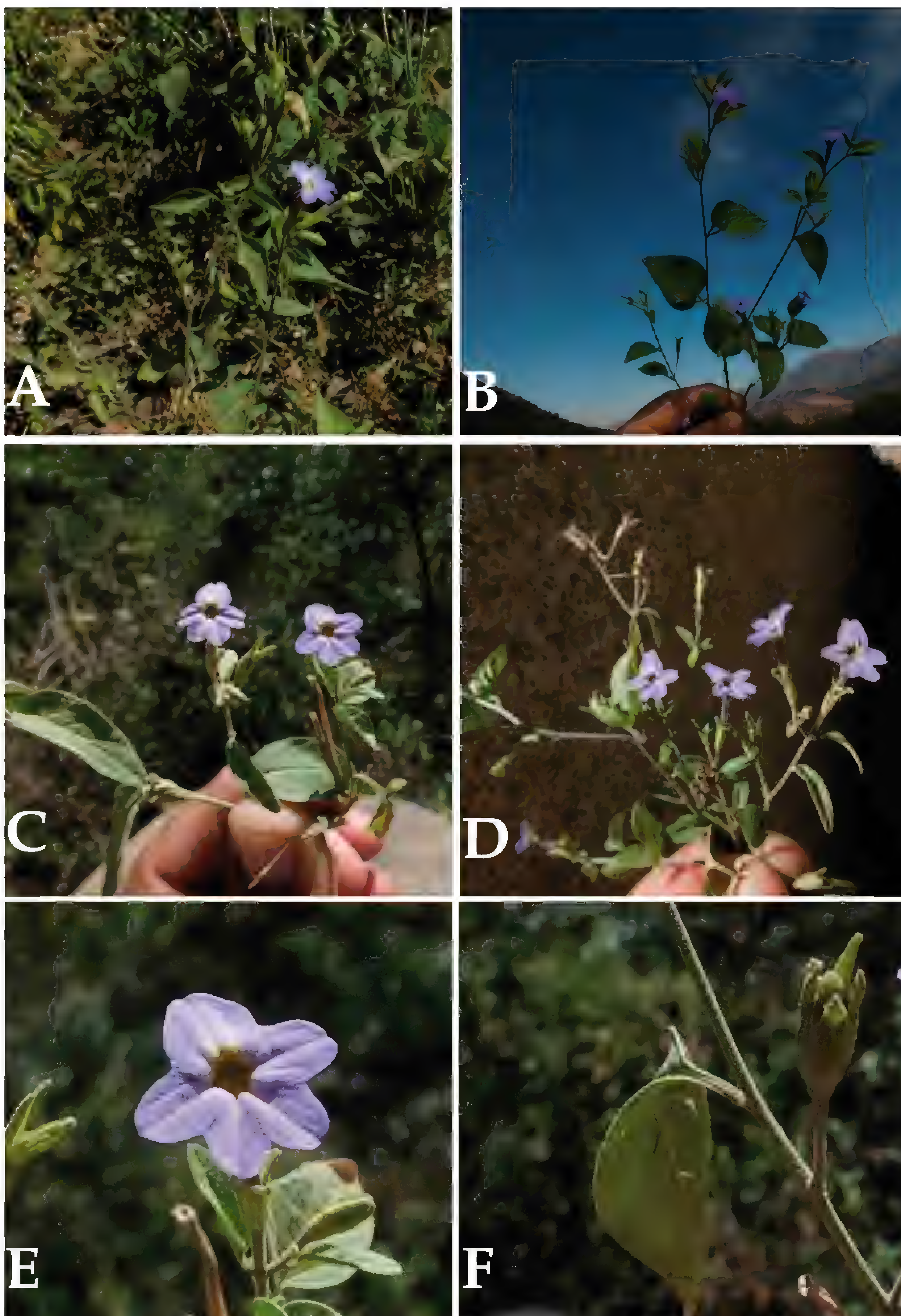


Fig. 4. ***Browallia coalita*** S. Leiva. A. Plantas en su hábitat; B-C-D. Ramas con flores en antésis; E. Flor en antésis; F. Cápsula y hoja. (Fotografías de S. Leiva & S. Knapp 5691, HAO y NHM).

verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, ciliado rodeado por una cobertura de pelos eglandulares transparentes multicelulares, 1,7-1,8 mm de longitud; lámina ovada a veces ligeramente triangular, membranácea, verde-oscuro la superficie adaxial, verde-claro la superficie abaxial, ciliada con pelos eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras principales y secundarias en la superficie abaxial, acuminada en el ápice, cortamente cuneada y a veces ligeramente truncada en la base, entera en los bordes, 6,1-6,6 cm de largo por 4,7-5,2 cm de ancho. **Flores** solitarias por nudo; pedúnculo rollizo o filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verde, ciliado rodeado por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes inclinados, erectos, suculentos, 3-6 mm de longitud. Cáliz tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde, verde-oscuro las nervaduras primarias y secundarias externamente, verdoso interiormente, glabrescente con pelos eglandulares transparentes inclinados externamente, glabro interiormente, suculento o papiráceo, erecto, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 2,2-2,3 mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, verde externamente, verdoso interiormente, ciliado rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados con pelos eglandulares transparentes en los bordes, suculentos o papiráceos, ligeramente rotados, nunca reflexos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 2,8-3,1 mm de largo por 1,5-1,6 mm de ancho; tubo calicino 7-7,5 mm de largo por 2,4-2,5 mm de diámetro. Corola hipocrateriforme con una joroba en el ¼ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, ligeramente urceolado en el ¼ basal, zigomorfa, verdoso y lilacino el ¼ distal, cremoso los ¾ basales externamente, cremoso en toda su longitud, blanco en la base y amarillo en el área distal de la garganta interiormente, ciliado con pelos eglandulares transparentes los ¾ distales, glabro el ¼ basal externamente, ciliado rodeado por pelos eglandulares transparentes cortos en toda su longitud interiormente, membranácea a veces ligeramente suculenta, sobresalientes las nervaduras principales, 8-8,2 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 9-10 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado, lóbulos heteromórficos, rotados; un lóbulo mayor o superior ligeramente oblongo, ligeramente emarginado en el ápice, morado intenso o azulado los ¾ distales, blanco y amarillo respectivamente el ¼ basal externa e interiormente, blanco y amarillo-intenso el área basal interiormente, sobresalientes las nervaduras principales externamente, ciliado con pelos simples transparentes sobre las nervaduras principales externamente, glabro interiormente, membranáceo, 3,5-4 mm de largo por 4,7-4,8 mm de ancho; dos lóbulos laterales ligeramente oblongos, redondeados con un ligero apículo en el ápice, membranosos, morado intenso o azulados externa e interiormente, sobresalientes las nervaduras principales externamente, glabrescentes con pelos eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, glabros en los bordes, membranosos, 2,7-2,8 mm de largo por 3-3,2 mm de ancho; dos lóbulos inferiores ligeramente oblongos, redondeados con un ligero apículo en el ápice, morado-intenso o azulado externa e interiormente, glabrescente con pelos eglandulares transparentes las nervaduras principales externamente,

glabro interiormente, membranáceos, sobresalientes las nervaduras principales externamente, 2-2,2 mm de largo por 3-3,2 mm de ancho; tubo corolino 11-11,2 mm de largo por 3-3,5 mm de diámetro al nivel de la garganta. Estambres 4, didínamos, inclusos, conniventes dos a dos, insertos en los ¾ distales del interior del tubo corolino; dos estambres superiores con anteras heteromórficas, las fértiles sub-reniformes, amarillentas, blanquecinas las suturas y amarillo el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,7-0,8 mm de largo por 0,4-0,5 mm de diámetro; anteras estériles o abortadas sub-reniformes, blancas, blanco-cremoso las suturas, amarillo el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,2-0,3 mm de largo por 0,2-0,3 mm de diámetro; filamentos estaminales libres compresos, curvados, espatulados disminuyendo gradualmente hacia el área basal, cremosos, isomórficos, rodeados por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes en toda su longitud externamente, glabros interiormente, 1,3-1,5 mm de largo por 0,5-0,6 mm de ancho; área soldada semirrolliza o aplanada, cremosa, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples transparentes en toda su longitud, 13-14 mm de longitud; dos estambres inferiores con anteras isomórficas, fértiles, oblongas, amarillas, blanco-cremosas las suturas, amarillo intenso el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,9-1 mm de largo por 1,1-1,2 mm de diámetro; filamentos estaminales libres homodínamos, depresos, ligeramente torcidos, geniculados el área distal, verdo-amarillentos, rodeados por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes los ¾ distales externamente, glabros interiormente, 1,5-1,7 mm de largo por 0,2-0,3 mm de ancho; área soldada semirrolliza o aplanada, cremosa, ciliada con pelos eglandulares transparentes en toda su longitud, 7,5-8 mm de longitud. Ovario oblongo, verde-intenso, sin disco nectarífero, suculento, rodeado por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes rígidos o erectos la ½ distal, néctar transparente, 2-2,2 mm de largo por 1-1,2 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme los ¾ basales, arrugado y geniculado el ¼ distal, erecto, cremoso, glabro, 8,8-9 mm de longitud; estigma umbraculífero, tetralobulado, 4 cavidades (dos en la superficie adaxial y dos en la superficie abaxial), verde-oscuro el área media, amarillento el área marginal o bordes la superficie adaxial, verdoso la superficie abaxial, glabra, 1-1,2 mm de largo por 1,9-1 mm de diámetro. **Cápsula** erecta, oblonga, verde a la inmadurez, 2-valvada, con pelos eglandulares transparentes rígidos el ¼ distal, 7-7,4 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve ajustadamente a la cápsula hasta el 90-95 % de su longitud basal, lóbulos erectos ligeramente estrellados, 10-10,2 mm de largo por 3,2-3,3 mm de diámetro. **Semillas** 130-140 por cápsula, poliédricas, a veces oblongas, algunas reniformes, frágiles, marrón-oscuras, glabras, epispermo reticulado-foveolado, 0,8-0,9 mm de largo por 0,6-0,8 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. Cajamarca**, Prov. Contumazá. Distrito Guzmango, quebrada entre San Benito-Contumazá (ca. 70 km de la panamericana), 7° 25′ 25″S, y 78° 55′ 29″W. 1671 m, 7-V-2013, *S. Knapp, T. Särkinen, H. M. Baden & P. Gonzáles 10559* (BM, USM); pasando el Puente San Benito hacia la Travesía de Yetón, 7° 25′ 21,0″S, y 78° 54′ 53,5″W. 1423 m, 19-IV-2014. *S. Leiva & M. Leiva* 5643 (CORD, F. HAO, MO, NHM, NY, USM); 5644 (CORD, F, HAO, MO, NHM); arriba de San Benito (ruta Yetón-

Guzmango), 7° 25' 28"S, y 78° 54' 16"W. 1671 m, 1-VI-2014, *S. Knapp, E. Gamboa, D. Hall, S. Leiva & E. McAlister 10704* (BM, USM);

Browallia coalita S. Leiva está relacionada con su especie hermana *B. salpoana* S. Leiva (ver Leiva 2013) propia del Cerro Ragash (Arriba de Salpo; Distrito Salpo, Prov. Otuzco, Dpto. La Libertad, Perú) porque ambas tienen las flores solitarias, cáliz tubular con las nervaduras principales y secundarias abruptamente sobresalientes, corola hipocrateriforme ciliada rodeada por una cobertura de pelos eglandulares transparentes los ¾ distales, glabro el ¼ basal externamente, lóbulos de la corola ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, lóbulo mayor o superior emarginado en el ápice, ovario oblongo, verde-intenso, tallos viejos rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes especialmente la superficie adaxial, peciolo semirrollizo o aplanado, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples transparentes, estigma umbraculífero verde-intenso. Pero, se diferencian porque *B. coalita* tiene el cáliz verde, verde-oscuro las nervaduras principales y secundarias externamente, glabrescente rodeado por pelos eglandulares transparentes inclinados externamente, corola verde y lilacina el 1/4 distal, cremosos los ¾ basales externamente, limbo de la corola tiene los dos lóbulos laterales y los dos lóbulos inferiores redondeados y ligeramente apiculados en el ápice, semillas 130-140 por cápsula con la testa reticulado-foveolado, tallos jóvenes ciliados con pelos eglandulares transparentes inclinados, hojas alternas, lámina de la hoja ovada a veces ligeramente triangular, membranácea, ciliada rodeada por una densa cobertura de pelos eglandulares transparentes la superficie abaxial. En cambio, *B. salpoana* tiene el cáliz lila en el área basal disminuyendo hacia el área distal, verde intenso el área distal disminuyendo hacia el área basal externamente, rodeado por una densa cobertura de pelos glandulares (morado-intenso el pie, amarillo-intenso la cabeza glandular) rígidos largos externamente, corola vinoso-intenso con algunas franjas longitudinales verdo-amarillentas externamente, limbo de la corola con los dos lóbulos laterales y los dos lóbulos inferiores emarginados en el ápice, semillas 48-60 por cápsula, semillas lisas a veces levemente reticuladas, tallos jóvenes pilosos rodeados por una densa cobertura de pelos eglandulares y glandulares (morado-intenso el pie, amarillo-intenso la cabeza glandular) erectos la superficie adaxial, hojas alternas las distales, arrosetadas o brevicaules las basales, lámina de la hoja obovada a veces espatulada o romboidea, rara vez lanceolada, suculenta, glabra la superficie abaxial.

Distribución y ecología: Especie con distribución restringida y aparentemente endémica en la zona de recolección en donde es abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado en la ruta desde el Puente San Benito hasta la travesía de Yetón (Distrito Guzmango, Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca, Perú), entre los 1352-1691 m de elevación y a 7° 25' 25,2"-7°25'27,4"S y 78° 35'29,0"-78° 54'15,6"W, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva en los bordes de las carreteras, caminos, chacras y acequias; prefiere suelos arcillosos con tierras negras y con abundante humus, asociada con: *Acnistus arborescens* (L.) Schltdl. "chimulala", *Solanum arcanum* Peralta, *Solanum habrochaites* S. Knapp & D. M. Spooner "tomate de zorro", *Nicotiana glutinosa* L. "tabaco silvestre" (Solanaceae), *Senecio arnaldi* Cabrera, *Baccharis salicina* Torr

& A. Gray "chilco", *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake, *Caxamarca sanchezii* M. O. Dillon & Sagást. (Asteraceae), *Acacia macracantha* Willd. "espino", *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze "taya" o "tara" (Fabaceae), *Asclepia curassavica* L. "flor de seda" (Apocynaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie herbácea, que brota después de las lluvias de invierno, para luego florecer y fructificar desde el mes de abril hasta junio.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012), *B. coalita* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 desde el Puente de San Benito hasta la travesía de Yetón, siendo ésta la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de Guzmango y San Benito. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico hace alusión al compañerismo que debemos promover practicar entre todos.

Agradecimientos

Mi reconocimiento a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. También, expreso mi agradecimiento a la Biól. Rocío Deanna y a la Dra. Gloria E. Barboza del Museo Botánico de la Universidad Nacional de Córdoba, Argentina, por su apoyo en la redacción del abstract, diagnosis de la descripción y revisión del manuscrito. Asimismo, mi gratitud a la Dra. Sandra Knapp del Natural History Museum de Londres, Inglaterra, por haber financiado y haberme permitido participar en una de las expediciones al área de estudio, el cual me permitió la culminación de este trabajo.

Literatura citada

Brako, L. & J. Zarucchi. 1993. Catálago de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monobr.Syst. Bot. Missouri Bot. Garden.Vol 45.

D'Arcy, W. 1991.The Solanaceae since 1976. With a review of its biography *in* J. G. Hawkes, R. N. Lester, M. Nee and Estrada (Eds), Solanaceae III. Taxonomy Chemistry, Evolution 75-137. Royal Botanical Gardens Kew Richmond, Surrey. Uk for The Linnean Society of London.

Dios, O. 1977. Especies peruanas del Género *Browallia* L. (Solanaceae). Bol. Soc. La Libertad. IX (1-2); 5-24.

Hengler, A. 1964.Sylabus der Planzen familien XII, Ed. (II). Gebruder Boemtraeger, Berlin-Niklas-see.666 pp.

Hunziker, A. 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. *In* J. G. Hawkes, N. R. Lester & A. D. Shelding (edis.). The Biology snd Taxonomy of the Solanaceae, 49-85, Linnean Society Symposium Series No 7 Academic Press N.Y.

Hunziker, A. 2001. Genera Solanacearum. A. R. G. Gantner Verlang K. G. Alemania, pp. 500.

IUCN. 2012. The IUCN Red List of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, UK, Available from: http://www.iucnredlist.org/ (accessed: 16 abril 2013).

Leiva, S. 1995. Una nueva especie de *Browallia* (Solanaceae: Salpiglossidae) del Norte del Perú. Arnaldoa 3 (2): 13-17.

Leiva, S.; F. Farruggia; E. Tepe & C. Martine. 2010. *Browallia sandrae* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento Cajamarca, Perú. Arnaldoa 17 (2): 155-161.

Leiva, S. 2013. *Browallia salpoana* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 20 (1): 59-68.

Limo, S.; E. Pereyra, K. Lezama & S. Leiva. 2007.

Browallia dilloniana (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 14 (1): 15-21.

Macbride, J. 1962. Solanaceae. Field Mus. Nat. Hist. Bot. Ser. 13 part. V-B, No 1.

Olmstead, R.; L. Bohs; H. Migid; E. Santiago-Valentin; V. García & S. Coller. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. Novon 57 (4): 1159-1181.

Sagástegui, A. & O. Dios. 1980. Una nueva especie del género *Browallia* (Solanaceae). Hickenia I (39): 215-218.

Särkinen, T.; L. Bohs; R. G. Olmstead & S. Knapp. 2013. A phylogenetic framework study of the nightshades (Solanaceae): a dated 1000-tip tree. BMC Evolutionary Biology 13: 214. http://dx.doi.org/10.1186/1471-2148-13-214

Soukup, J. 1977. Las Monoporáceas, Caliceraceas, Calitricáceas, Balsamináceas, Columeliáceas, Nolanáceas y Solanáceas del Perú, su género y lista de especies. Biota. XI (87): 53-96.

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa. Edición Especial, pp 242.

Van Devender& P. Jenkins. 1993. A new species of *Browallia* (Solanaceae) from the Souhwestern United Stated and Northwestern Mexico. Madroño. 40 (4): 214-224.

Thiers, B. 2013. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York BotanicalGarden's Virtual Herbarium.

http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

Arnaldoa 21 (1): 25 - 40, 2014 ISSN: 1815-8242

Jaltomata angasmarcae y *Jaltomata pauciseminata* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú

Jaltomata angasmarcae and *Jaltomata pauciseminata* (Solanaceae) two new species of from Northern Peru



Segundo Leiva González

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
[illegible]_leiva@hotmail.com/[illegible].edu.pe

Thomas Mione

Biology Department, Central Connecticut State University, New Britain. Connecticut 06050-4010, U.S.A.
mionet@ccsu.edu

Leon Yacher

Department of Geography, Southern Connecticut State University, New Haven, Connecticut 06515-1355, U.S.A. yacher@southernct.edu

Resumen

Se describen e ilustran en detalle *Jaltomata angasmarcae* S. Leiva & Mione y *Jaltomata pauciseminata* S. Leiva & Mione (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú. *Jaltomata angasmarcae* es propia de los alrededores de la ciudad de Angasmarca en la ruta hacia Tulpo, Distrito Angasmarca, Prov. Santiago de Chuco, Dpto. La Libertad, Perú, a los 08° 08′ 044″ S y 78° 03′ 012″ W, alrededor de los 2880 m de elevación, presenta (3-) 4 (-5) flores por nudo, corola tubular-rotada, blanco-cremosa con una anillo púrpura en la hemialtura y 10 manchas verdes en el área basal interiormente, pubescente rodeada por una cobertura de pelos eglandulares transparentes externamente, área libre de los filamentos estaminales rodeados por pelos eglandulares transparentes que ocupan el 50-60 % del área basal, 39-45 semillas por baya, arbustos (0,40-) 0,60-0,80 m de alto y *Jaltomata pauciseminata* S. Leiva & Mione habita en los alrededores de las aguas termales arriba de la Ciudad de Cachicadán, alrededor de los 3050 m de elevación y en la ruta Algallama-Angasmarca, Distrito Cachicadán, Prov. Santiago de Chuco, Dpto. La Libertad, Perú, a los 08° 07′ 57,0″ S y 78° 04′ 50,7″ W alrededor de los 3232 m de elevación tiene el cáliz campanulado a veces ligeramente aplanado, verde, rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, corola crateriforme o campanulada-crateriforme, cremosa con un anillo púrpura-intenso o lila-intenso con 10 manchas verdes en el área basal interiormente, ciliada rodeada por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, 5-7 mm de diámetro en la antésis, 10-lobulado, estambres nunca conniventes, inclusos, homodínamos, anteras sin mucrón apical incipiente, 4-6 semillas por baya, arbustos 0,70-1,20 m de alto. Adicionalmente a las descripciones se presentan las ilustraciones correspondientes, se discuten sus relaciones con otras especies afines e incluyen datos sobre etnobotánica, distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y usos de cada especie.

Palabras clave: *Jaltomata*, especies nuevas, Solanaceae, Perú.

Abstract

Two new species of northern Peru, *Jaltomata angasmarcae* S. Leiva & Mione and *Jaltomata pauciseminata* S. Leiva & Mione (Solanaceae), are described and illustrated in detail. *Jaltomata angasmarcae* grows near the city of Angasmarca (en route to Tulpo), Dept. La Libertad, Prov. Santiago de Chuco, District Angasmarca, at 08° 08′ 044″ S and 78° 03′ 012″ W, near 2880 m of elevation; it is a shrub (40 -) 60–80 cm high, having (3-) 4 (-5) flowers per inflorescence; the corolla is short-tubular with a rotate limb, (15-) 17–20 mm in diameter, white-cream with a purple ring where the tube meets the limb, and 10 green maculae proximal to the purple ring, externally with a pubescence of simple transparent hairs; the staminal filaments are surrounded by simple transparent hairs along the proximal 50-60 % of their length; there are 39-45 seeds per orange berry. *Jaltomata pauciseminata* S. Leiva & Mione grows in the area surrounding the thermal waters above the town of Cachicadan, around 3050 m of elevation, near the path Algallama-Angasmarca, Dept. La Libertad, Prov. Santiago de Chuco, District Cachicadán, at 08° 07′ 57.0″ S and 78° 04′ 50.7 ″ W, near 3232 m of elevation; it is a shrub 70 –120 cm high, having (6-) 8–10 flowers per inflorescence; the corolla is crateriform or campanulate-crateriform, 5–7 mm in diameter, 10-lobed, cream-colored with an intense purple/lilac ring and 10 green maculae proximal to the purple ring, externally with a pubescence of transparent branched hairs; the staminal filaments are pubescent along the proximal 10–20% of their length; there are 4 –6 seeds per berry. In addition to the descriptions and illustrations, we discuss relationships with other species and include data on ethnobotany, geographical distribution, ecology, phenology, and current status.

Key words: *Jaltomata*, new species, Solanaceae, Peru.

Introducción

El género *Jaltomata* fue descrito por Schlechtendal en 1838, posteriormente algunas especies fueron tratadas como *Hebecladus* creado por Miers en 1845. Hunziker (1979) y Nee (1986), reconocen que ambos géneros deben ser tratados como uno solo, es decir como *Jaltomata*, trabajos contemporáneos de Davis (1980) y D'Arcy (1986; 1991), sostienen que ambos géneros deben mantenerse independientes; adoptando ese criterio, Mione (1992) unificó *Hebecladus* y *Jaltomata* con el epíteto genérico de *Jaltomata*, siendo ratificado por Mione, Olmstead, Jansen & Anderson en 1994.

Jaltomata (incluyendo *Hebecladus*) de la Familia Solanaceae, Subfamilia Solanoideae, Tribu Solaneae, (Hunziker, 2001), y ratificado recientemente en la filogenia molecular de la familia propuesta por Olmstead *et al.* (2008), quienes sostienen, que *Jaltomata* comparte la filogenia en un clado solamente con el género *Solanum*. Está representado por unas 67 especies herbáceas o subarbustos plenamente determinadas y publicadas, casi todas con bayas comestibles (Leiva, Mione & Quipuscoa, 1998; Leiva, *et al.*, 2007; 2008; 2010 a y b, 2013; Mione, *et al.*, 1997; 2000; 2004; 2007; 2011; 2013). Se distribuyen desde el suroeste de los Estados Unidos hasta Bolivia y el Norte de Argentina y en las Antillas (Cuba, Jamaica, Haití, República Dominicana, Puerto Rico), con una especie en las islas Galápagos (Mione, Anderson & Nee, 1993; Mione, Olmstead, Jansen & Anderson, 1994; Mione & Coe, 1996; Mione & Leiva, 1997; Mione, Leiva & Yacher 2000; 2004; 2007; 2011; 2013). Considerándose, que el género tiene dos centros de diversidad: México con unas 10 especies y oeste de Sudamérica con unos 57 taxones. En el Perú, crecen aproximadamente 48 especies, desde la costa desértica hasta los 4000 m de elevación, y, es la zona norte la que presenta mayor diversidad con cerca de 37 especies, y todas con frutos comestibles.

Jaltomata se caracteriza por: 1) pedicelos basalmente articulados, 2) filamentos estaminales insertos en la superficie ventral de las anteras, 3) ovario con disco nectarífero basal. 4) corola con 5 ó 10 lóbulos de prefloración valvar y 5) fruto con cáliz acrescente y mesocarpo jugoso, entre otros caracteres; asimismo, las bayas maduras son consumidas como frutas por los pobladores rurales, las cuales son agradables y exquisitas.

Además, de los recientes trabajos taxonómicos acerca de este género en el Perú (Knapp, Mione & Sagástegui; 1991; Mione & Coe, 1996; Mione & Leiva, 1997; Leiva, 2006); Leiva, Mione & Quipuscoa, 1998; Leiva & Mione, 1999; Leiva, Mione & Yacher, 2007; 2008; 2010 a y b, 2013; Mione, Leiva & Yacher, 2000; 2004; 2007; 2000; 2004; 2007; 2011; 2013; y, ante nuevos viajes de campo efectuados en estos últimos años, se han encontrado poblaciones de dos especies de *Jaltomata*, que nos llamó la atención por sus particularidades referidas a sus tallos, forma de sus flores, bayas rodeadas por el cáliz acrescente, indumento de sus órganos vegetativos y órganos florales, número de semillas por baya, entre otros. Estas diferencias morfológicas que las distinguen del resto de las especies descritas hasta ahora, motivan sus descripciones como nuevas, y como consecuencia, dar a conocer estas nuevas entidades es el principal aporte y objetivo de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas desde el año 1999 hasta la actualidad por S. Leiva (HAO), T. Mione & L. Yacher (CCSU), entre otros, en las

diversas expediciones en el Norte del Perú, especialmente al Dpto. La Libertad, Prov. Santiago de Chuco, Distrito Angasmarca, en los alrededores de la ciudad y en la ruta hacia Tulpo, alrededor de los 2880 m de elevación, y arriba de la Ciudad de Cachicadán (alrededor de aguas termales) y en la ruta Algallama-Angasmarca, entre los 3050-3232 m de elevación, a fin de efectuar colecciones botánicas extensivas para realizar la monografía: "Revisión sistemática del género *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) en el Perú". Las colecciones se encuentran registradas principalmente en los herbarios CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO. Paralelo a las recolecciones de herbario se fijó y conservó material en alcohol etílico al 30% o AFA, para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos y para la elaboración de las ilustraciones respectivas. Las descripciones están basadas en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombres vulgares y usos de cada especie.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2013).

Resultados y discusión

1. ***Jaltomata angasmarcae*** S. Leiva & Mione sp. nov. (Fig. 1-2).

TIPO: PERÚ. **Dpto. La Libertad**, Prov. Santiago de Chuco, Distrito Angasmarca, a 1 km en la ruta Angasmarca-Tulpo, 8° 08' 044" S y 78° 03' 012" W, 2880 m, 25-III-2013, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher* 5420 (Holótipo: HAO, Isótipos, a ser enviados: CCSU; CORD; F; HAO; HUT; MO).

Diagnosis

Shrub; leaf blades to 4,8-6,4 cm long; inflorescence 3–5 flowered; corolla whitish, short-tubular with a rotate limb and 10 green maculae in throat and a purple ring where the tube meets the limb; stamens exserted, the filaments villous along 50-60% of their length; fruits orange

Arbusto perenne (0,40-) 0,60-0,80 m de alto; ampliamente ramificado. **Tallos** viejos rollizos, marrón-claro, compactos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco-cremosas, glabros, con agrietamientos longitudinales, 9-12 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes 4-5 angulosos, morado-intenso la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes cortísimos. **Hojas** alternas; pecíolo semirrollizo, amarillento, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes cortísimos, (0,4-) 0,6-0,8 cm de longitud; lámina elíptica a veces ligeramente lanceolada, membranácea a veces ligeramente suculenta, verde-oscuro y opaca la superficie adaxial, verde-claro y opaca superficie abaxial, pubescentes rodeadas por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes cortísimos en ambas superficies, aguda en el ápice, largamente cuneada en la base, entera en los bordes, 4,8-6,4 cm de largo por 2,4-3,2 cm de ancho. **Flores** 3-5 por nudo, no sincronizadas; pedúnculo filiforme, verde con pintas púrpuras longitudinales el área distal en la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, ciliado rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes cortísimos, curvado, 3-4,1 mm de longitud; pedicelos 5-angulosos el área distal disminuyendo hacia el área basal, púrpura o morado-intenso el área distal disminuyendo hacia el área basal, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados

transparentes cortísimos, péndulos, 8-10 mm de longitud. Cáliz campanulado, morado-intenso el área basal disminuyendo hacia el área distal externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabro a veces con papilas blancas interiormente, suculento, sobresalientes las nervaduras principales, 7-9 mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, morado-intenso, verde los márgenes externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes en los bordes, suculentos, rectos nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 3-3,2 mm de largo por 3-3,2 mm de ancho; tubo calicino 2-2,2 mm de largo por 4,8-5 mm de diámetro. Corola tubular-rotada, cremoso-blanquecino con un anillo púrpura en la hemialtura y con 10 máculas verdes una a cada lado de las nervaduras principales en el ¼ basal externa e interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, suculenta, sobresalientes las nervaduras principales, (15-) 17-20 mm de diámetro del limbo en la antésis; 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores; lóbulos triangulares, blanco-cremosos externa e interiormente, pubescentes rodeados por pelos eglandulares transparentes externa e interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes en los bordes, suculentos, rectos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 6-7 mm de largo por 4-5 mm de ancho; tubo corolino 5-6 mm de largo por 8-10 mm de diámetro. Estambres 5, nunca conniventes, inclusos a veces ligeramente exertos, insertos a 0,2-0,3 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, cremosos, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes que ocupan el 50-60% de su longitud basal, 4-4,2 mm de longitud; área soldada púrpura-intenso el área distal, cremoso el área basal, glabrescente rodeado por algunos pelos eglandulares transparentes el área distal; anteras oblongas, púrpura-intenso o vinoso-intenso, cremoso las suturas y el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 2,3-2,5 mm de largo por 1,8-2 mm de diámetro. Ovario ovado, verde, disco nectarífero notorio amarillo-intenso que ocupa el 60-70% de su longitud basal del ovario, 5-anguloso, 2,5-2,7 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, cremoso, glabro, 7,4-7,6 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verde-oscuro, 1-1,2 mm de diámetro. **Baya** péndula, globosa achatada por los polos, anaranjado a la madurez, sin estilo persistente, 7-9 mm de largo por 7-9 mm de diámetro; cáliz fruticoso persistente, acrescente envuelve hasta cerca de la mitad de la baya, verde, 10-12 mm de diámetro. **Semillas** 39-45 por baya, reniformes, coriáceas, parduzcas, epispermo reticulado-foveolado, de 2-2,4 mm de largo por 1,6-1,8 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ. **Dpto. La Libertad**, Prov. Santiago de Chuco, Distrito Angasmarca, 2,900 m, III-1916, *A. Weberbaueri 7197* (US); a 1 km en la ruta Angasmarca-Tulpo, 8° 08′ 044″ S y 78° 03′ 012″ W, 2880 m, 25-III-2013, *T. Mione, L. Yacher & S. Leiva 827* (CCSU;

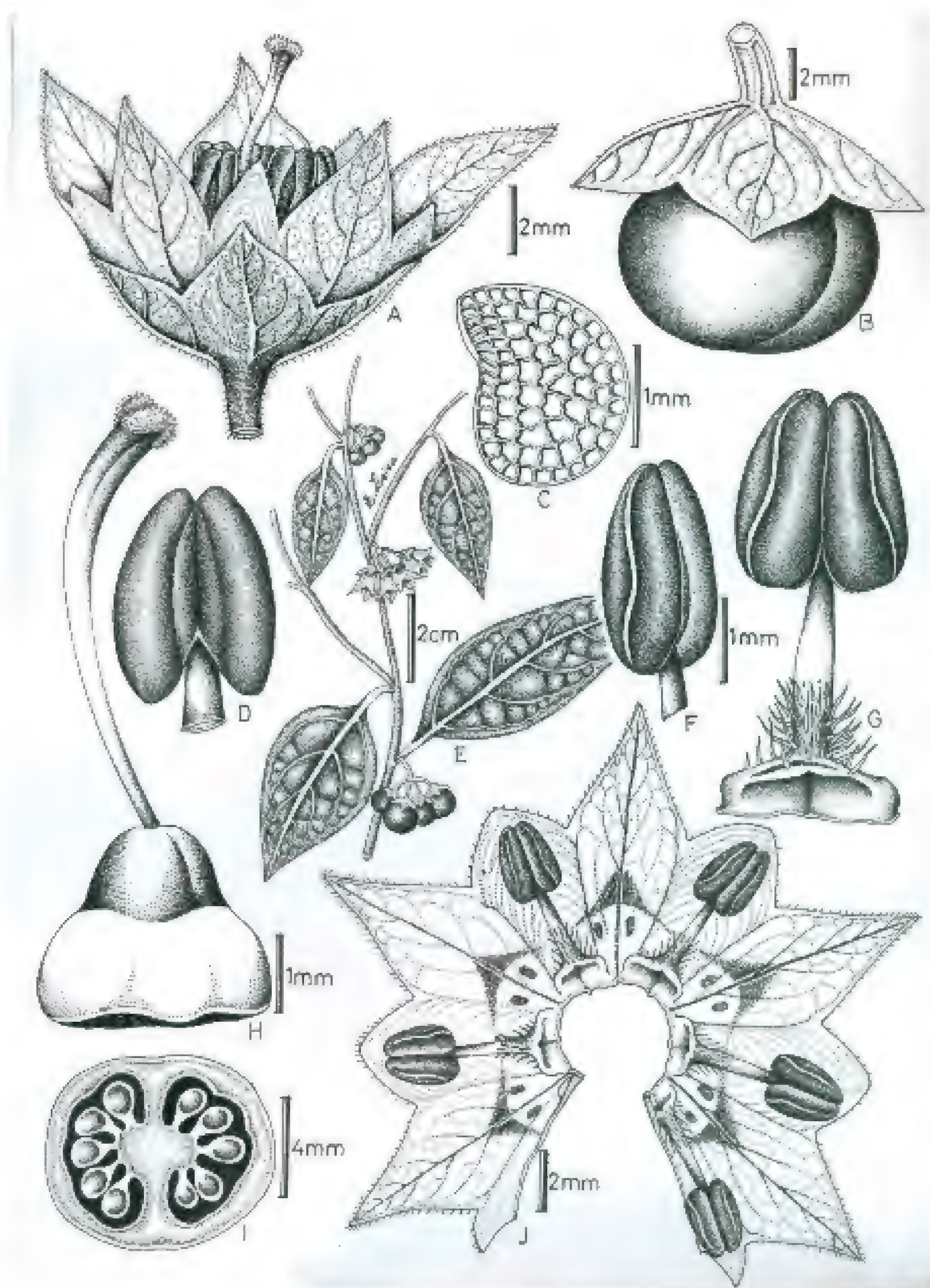


Fig. 1. ***Jaltomata angasmarcae*** S. Leiva & Mione. A. Flor en antésis; B. Baya; C. Semilla; D. Antera en vista dorsal; E. Rama florífera; F. Antera en vista lateral; G. Estambre en vista ventral; H. Gineceo; I. Sección transversal del ovario; J. Corola desplegada. (Dibujado de S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5420, HAO y CCSU).

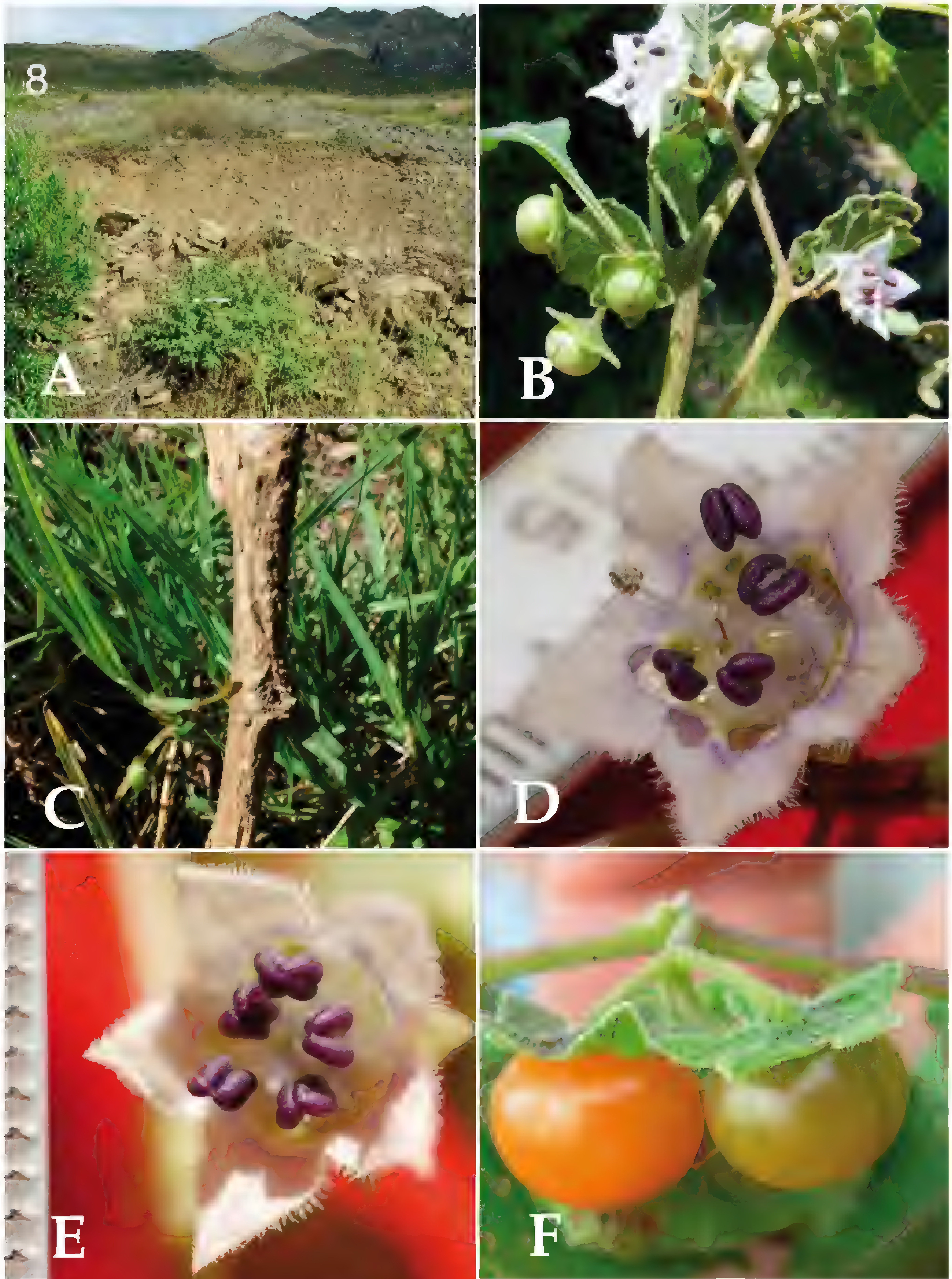


Fig. 2. ***Jaltomata angasmarae*** S. Leiva & Mione. A. Planta en su hábitat; B. Rama con flores; C. Tallo; D-E Flores en antésis mostrando las anteras; F. Bayas. (Fotografías por S. Leiva, T. Mione & L. Yacher, 5420, HAO y CCSU).

HAO); Dpto. Ancash, Prov. Cabana, borde del río Tablachaca, 8° 16′ 44,1″ S y 78° 02′ 087″ W, 1667 m, 18-V-2008, *T. Mione, L. Yacher & S. Leiva 780* (CCSU); 8° 16′ 44,1″ S y 78° 02′ 087″ W, 1667 m, 18-V-2008, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4425* (HAO); 8° 12′ 35,3″ S y 77° 56′ 50,4″ W, 2453 m, 18-V-2008, *T. Mione, L. Yacher & S. Leiva 781* (CCSU); 8° 12′ 53,3″ S y 77° 56′ 50,4″ W, 2453 m, 18-V-2008, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 4427* (HAO).

Jaltomata angasmarcae S. Leiva & Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata lanata* S. Leiva & Mione (ver Mione, Leiva & Yacher, 2007), propia del caserío El Sangal, en los alrededores de la Ciudad de San Pablo y en la ruta El Sangal-San Pablo, Dpto. Cajamarca, Perú, entre los 1850-2400 m de elevación porque ambas tienen cáliz campanulado, rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, corola tubular-rotada, blanco-cremoso con un anillo púrpura en la hemialtura y 10 manchas verdes en el área basal interiormente, pubescente rodeada por una cobertura de pelos eglandulares o ramificados transparentes externamente, glabra interiormente, estambres nunca conniventes, filamentos estaminales homodínamos, área soldada de los filamentos blanco-cremoso a veces púrpura en el área basal, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes que ocupan 30-50% del área basal, anteras oblongas, sin mucrón apical, tallos jóvenes 4-5 angulosos, pubescentes o lanosos rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes; pero, *Jaltomata angasmarcae* se caracteriza por presentar 3-5 flores por nudo, cáliz con lóbulos morado-intenso el área central verde en los bordes externamente, limbo de la corola (15-) 17-20 mm de diámetro en la antésis, limbo de la corola 10-lobulado 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, 6-7 mm de largo por 4-5 mm de ancho, tubo corolino 5-6 mm de largo por 8-10 mm de diámetro, anteras púrpura-intenso o vinoso-intenso, 39-45 semillas por baya, limbo de las hojas 4,8-6,4 cm de largo por 2,4-3,2 cm de ancho. En cambio, *Jaltomata lanata* tiene (4-) 7-8 (-13) flores por nudo, cáliz con lóbulos verdes externamente, limbo de la corola 7-11 (-13) mm de diámetro en la antésis, limbo de la corola 5-lobulado, 3,5-4 mm de largo por 3-3,2 mm de ancho, tubo corolino 4,5-5 mm de largo por 6-7 mm de diámetro, anteras blanco-cremosas, semillas 14-21 por baya, limbo de las hojas 8,5-9,5 (-12,5) cm de largo por 4,4.4,7 (-8,9) cm de ancho.

Distribución y ecología: Especie con distribución limitada y aparentemente endémica a la zona de recolección en donde es abundante. A pesar de haberse efectuado colecciones aledañas, solamente a sido encontrada a 1 km en la ruta Angasmarca-Tulpo, Distrito Angasmarca, Prov. Santiago de Chuco, Dpto. La Libertad, Perú, a los 8° 08′ 044″ S y 78° 03′ 012″ W, 2880 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva de los bordes de carreteras, caminos, cercos de chacras, acequias, prefiere suelos húmedos, profundos, arcillosos, a veces pedregosos, con abundante humus, y vive asociada con plantas de: *Iochroma umbellatum* (Ruiz & Pav.) Hunziker ex D'Arcy "shiraque" *Dunalia spinosa* (Meyen) Dammer (Solanaceae), *Phytolacca bogotensis* Kunth (Phytoccaceae), *Minthosthachys mollis* (Benth.) Griseb. "chancua" (Lamiaceae), *Eucalyptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Austrocylindopuntia subulata* (Muehlenpf.) Backeb. "shulgón" (Cactaceae), *Agave americacna* L. "penca" (Asparagacae), entre otras.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre

o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012) *Jaltomata angasmarcae* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 en la ruta Angasmarca-Tulpo, y el río Tablachaca, siendo éstas las únicas localidades donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de Angasmarca, Tulpo y la Pampa, y que transita por la carretera. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "sogorome" (En boleta, S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5420, HAO)

Etimología: El epíteto específico hace alusión al Distrito de Angasmarca en la Prov. Santiago de Chuco, Dpto. La Libertad, Perú, un hermoso y próspero Distrito, y que entre sus cerros, lagunas, valles y ríos guarda una diversidad biológica y cultural la cual requiere de más estudios.

Usos: Las bayas maduras anaranjadas, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños pastores, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

2. ***Jaltomata pauciseminata*** S. Leiva & Mione sp. nov. (Fig. 3-4).

TIPO: PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Santiago de Chuco, Distrito Cachicadán, ruta Algallama-Angasmarca. 08° 07′ 57,0″ S y 78° 04′ 50,7″ W, 3232 m, 25-III-2013, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5418* (Holótipo: HAO; Isótipos, a ser enviados: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO).

Diagnosis

Shrub; leaf blades to 2,5-2,7 cm long; inflorescence 6–10 flowered; corolla whitish, crateriform, with 10 green maculae in throat and a purple ring fading in intensity proximal to distal, 5–7 mm in diameter, 10-lobed; the stamens very short, included, purple where the filaments meet their expanded bases

Arbusto perenne 0,70-1,20 m de alto, ampliamente ramificado. **Tallos** viejos rollizos, marrón-claro, compactos, rodeados por algunas lenticelas blanco-cremosas dispersas, 10-13 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes a veces marrón-claro o marrón-oscuro, compactos, sin lenticelas, ciliados rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes. **Hojas** alternas; pecíolo semirrollizo, verde, verde-oscuro los bordes en la superficie adaxial, ciliado rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, (2-) 5-7 mm de longitud; lámina lanceolada, membranácea a veces ligeramente coriácea, verde-oscuro la superficie adaxial, verde-claro la superficie abaxial, opaca y ciliada rodeadas por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes en ambas superficies, aguda en el ápice, cuneada en la base, entera en los bordes, (1,2-) 2,5-2,7 cm de largo por (0.7-) 1,2-1,4 cm de ancho. **Flores** (6-) 8-10 por nudo; no sincronizadas; pedúnculo filiforme, verde, ciliado rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, 4-7 mm de longitud; pedicelos rollizos o filiformes ampliándose ligeramente hacia el área distal, púrpura o morado-intenso el área distal disminuyendo

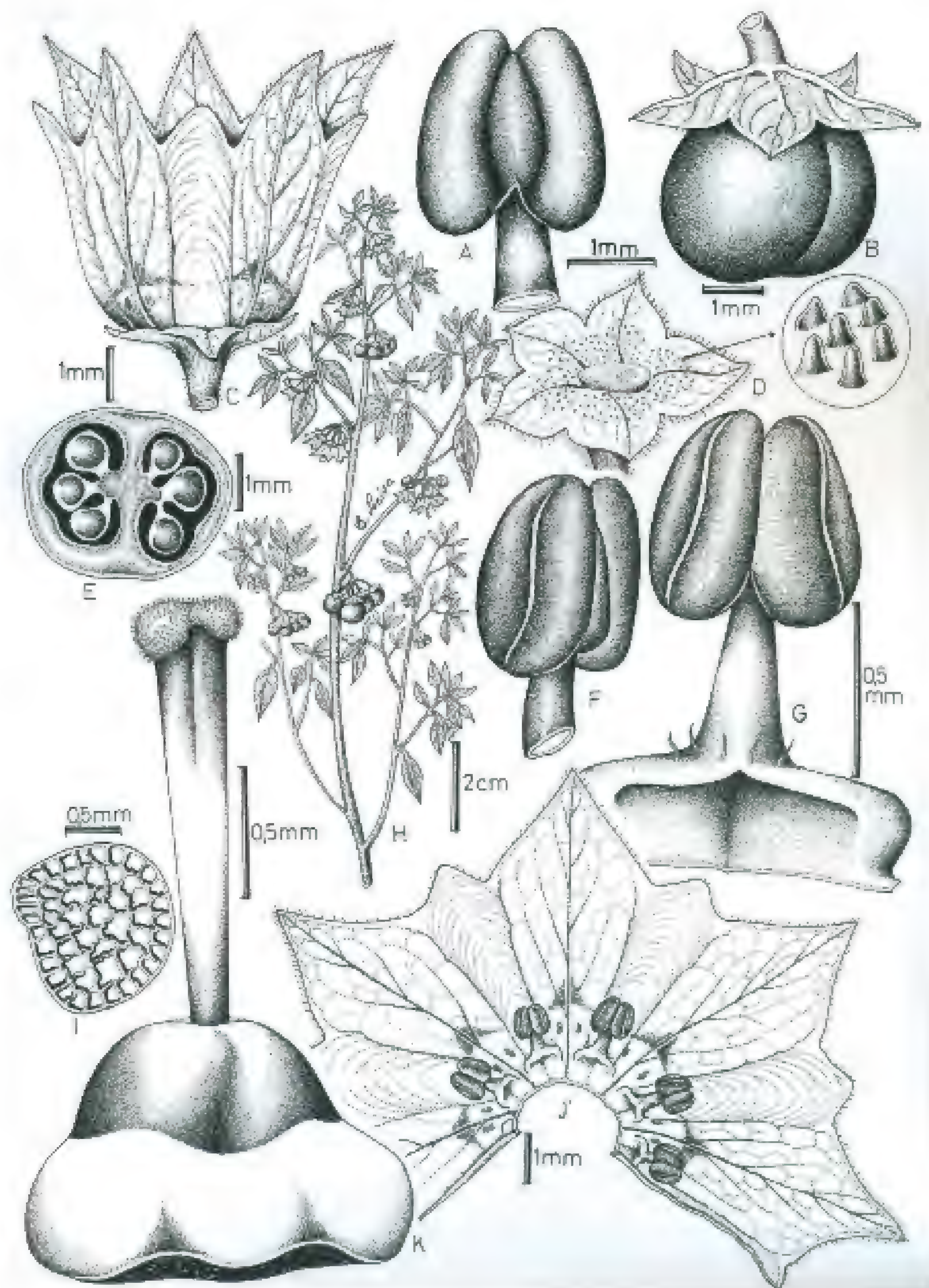


Fig. 3. ***Jaltomata pauciseminata*** S. Leiva & Mione. A. Antera en vista dorsal; B. Baya; C. Flor en antésis; D. Cáliz; E. Sección transversal del ovario; F. Antera en vista lateral; G. Estambre en vista ventral; H. Rama florífera; I. Semilla; J. Gineceo; K. Corola desplegada. (Dibujado de S. Leiva, T. Mione & L. Yacher, 5418, HAO y CCSU).

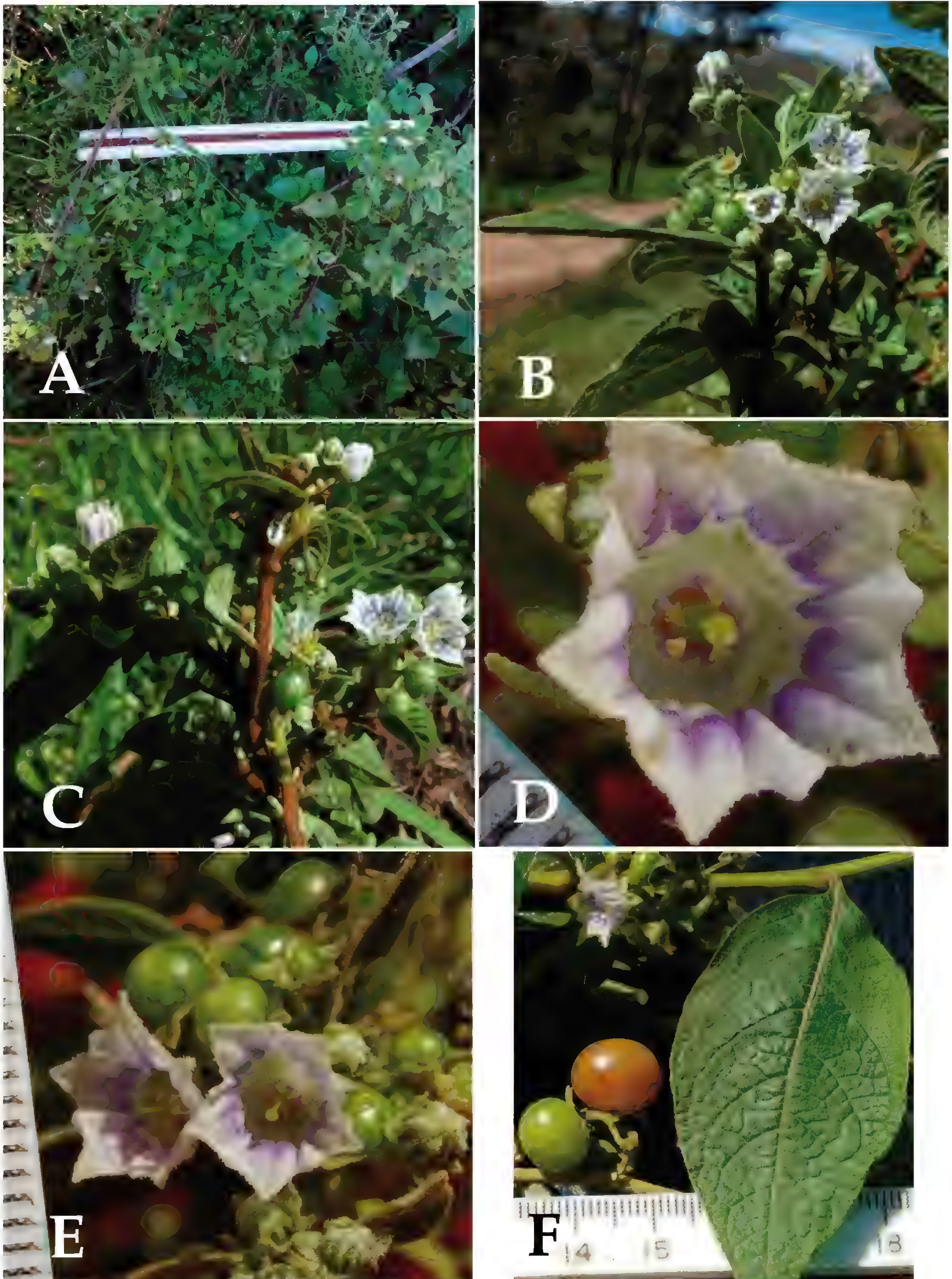


Fig. 4. *Jaltomata pauciseminata* S. Leiva & Mione. A. Planta; B-C. Ramas foríferas mostrando tallosy fores; D-E Flores; F. Bayas y goja. (Fotografías de S. Leiva, T. Mione & L. Yacher, 5418, HAO y CCSU)

hacia el área basal donde es verde, ciliados rodeados por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes, péndulos, 2-4 mm de longitud. Cáliz campanulado a veces ligeramente aplanado, verde-oscuro externamente, verdoso interiormente, ciliado rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabro interiormente, suculento, sobresalientes las nervaduras principales, 3-3,5 mm de diámetro del limbo en antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, verde-oscuro externamente, verde-claro (verdoso) interiormente, ciliado rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabro interiormente, ciliado rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes en los bordes, aplanados nunca revolutos, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, 0,8-1 mm de largo por 0,8-1mm de ancho; tubo calicino 0,5-0,7 mm de largo por 1,3-1,4 mm de diámetro, a veces aplanado. Corola crateriforme o campanulada-crateriforme, cremoso con un anillo lila o púrpura en la hemialtura y 2 máculas verdes una a cada lado de las nervaduras principales externamente, cremoso con un anillo púrpura-intenso o lila-intenso en la hemialtura con 10 máculas verdes en el área basal interiormente, ciliado rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, glabro interiormente, suculentos, sobresalientes las nervaduras principales, 5-7 mm de diámetro del limbo en la antésis; 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, triangulares, blanco-cremoso externa e interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos ramificados transparentes en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, 1,5-2 mm de largo por 1,2-1,4 mm de ancho; tubo corolino 2,8-3 mm de largo por 5-5,5 mm de diámetro. Estambres 5, nunca conniventes, inclusos, insertos a 0,1-0,2 mm del borde basal del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, púrpura-claro el área basal disminuyendo hacia el área distal, ciliados rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes que ocupan el 10-20% del área basal, 0,4-0,5 mm de longitud; área soldada de los filamentos púrpura el área distal, cremosa el área basal, glabra; anteras oblongas, cremosas, amarillentos los conectivos, sin mucrón apical, 0,5-0,6 mm de largo por 0,5-0,6 mm de diámetro. Ovario ovado, verde, disco nectarífero anaranjado a veces amarillo-intenso, notorio que ocupa el 40-50% de su longitud basal, 1-1,2 mm de largo por 0,4-0,5 mmm de diámetro, 5-anguloso; estilo incluso, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verdoso, glabro, recto, 1,2-1,4 mm de longitud; estigma capitado, bilobado, verdoso, 0,2-0,3 mm de diámetro. **Baya** péndula, globosa, anaranjada a la madures, sin estilo persistente, 3-4 mm de largo por 3-4 mm de diámetro; cáliz fruticoso persistente, acrescente envuelve ajustadamente el ¼ basal de la baya, 5-6 mm de diámetro. **Semillas** 4-6 por baya, reniformes, débiles, parduzcas, epispermo reticulado-foveolado, 1,4-1,5 mm de largo por 0,9-1 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Santiago de Chuco, Distrito Cachicadán, ruta Algallama Angasmarca, 08° 07′ 948″S y 78° 04′ 845″W, 3232 m, borde de carretera entre *Dunalia spinosa* (Meyen) Dammer, 25-III-2013, *T, Mione, L. Yacher & S. Leiva 824* (CCSU,HAO); Cachicadán, arriba de aguas termales, 3050 m, 13-VI-1999, *S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 2338* (CCSU, HAO);

Cachicadán, arriba de aguas termales, 3050 m, 13-VI-1999, *T. Mione, L. Yacher & S. Leiva 644* (CCSU, HAO).

Jaltomata pauciseminata S. Leiva & Mione es afín a su especie hermana *Jaltomata parviflora* S. Leiva & Mione (ver Leiva, *et al.*, 2010) propia de la ruta San Miguel–Llapa y en los alrededores de la Ciudad de San Miguel, Prov. San Miguel de Pallaques, Dpto. Cajamarca, Perú, a 7º00'10,8"S y 78º50'632" W, entre los 2460-2480 m de elevación porque ambas tienen 6-12 flores por nudo, cáliz campanulado pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, corola blanco-cremoso con un anillo púrpura o morado-intenso interiormente, rodeado por una cobertura de pelos ramificados transparentes externamente, estambres inclusos, filamentos estaminales homodínamos, área libre de los filamentos lilacinos o púrpura-claro el área basal disminuyendo hacia el área distal, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos eglandulares transparentes que ocupan el 10-60% de su longitud basal, anteras oblongas blanco-cremosas, ovario ovado con un disco nectarífero amarillo-anaranjado que ocupa 40-50% de su longitud basal, arbustos (0,70-) 1-1,20 (-1,80) m de alto; pero, *Jaltomata pauciseminata* tiene la corola crateriforme o campanulado-crateriforme, 10-máculas verdes en el área basal del tubo corolino interiormente, limbo de la corola 10-lobulado, 5 lóbulos mayores que alternan con otros 5 menores, estambres nunca conniventes, bayas 3-4 mm de largo por 3-4 mm de diámetro, semillas 4-6 por baya, tallos viejos rodeados por algunas lenticelas blanco-cremosas, tallos jóvenes rollizos, hojas con láminas (1,2-) 2,5-2,7 cm de largo por (0,7-) 1,3-1,4 cm de ancho; en cambio, *Jaltomata parviflora* posee corola tubular-campanulado, ligeramente ventricosa en el área basal, sin manchas verdes en el área basal del tubo corolino interiormente, limbo de la corola 5-lobulado, estambres conniventes, bayas 6-7 mm de largo por 6-7 mm de diámetro, semillas 18-25 por baya, tallos viejos sin lenticelas, tallos jóvenes 4-5 angulosos, hojas con láminas (4,7-) 8-8,5 cm de largo por (2,4-) 3,9-4 cm de ancho.

Distribución y ecología: Es una especie que habita en la ruta Algallama-Angasmarca y arriba de las aguas termales de la Ciudad de Cachicadán, Prov. Santiago de Chuco, Dpto. La Libertad, Perú, entre los 7º00'10,8"S y 78º50'632" W, entre los 2460-2480 m de elevación, como un integrante de la vegetación de las vertientes occidentales, prefiere terrenos arcillosos, pedregosos, tierras negras, en bordes de carreteras, cercos de chacras, compartiendo su hábitat con *Alnus acuminata* Kunth "aliso" (Betulaceae), *Iochroma umbellatum* (Ruiz & Pav.) Hunziker ex D'Arcy "shiraque" *Dunalia spinosa* (Meyen) Dammer (Solanaceae), *Eucalyptus globulus* Labill. "eucalipto" (Myrtaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), *Agave americana* L. "penca" (Asparagaceae), entre otras, y los géneros *Rubus* L. (Rosaceae), *Verbesina* L., *Senecio* L., *Baccharis* L. (Asteraceae), *Solanum* L. (Solanaceae), entre otros.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN, 2012) *Jaltomata pauciseminata* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 alrededor de La Ciudad de Cachicadán y una localidad en la ruta Algallama-Angasmarca, siendo éstas las dos únicas localidades donde se

ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 50 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de Cachicadán y ruta hacia Angasmarca. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación. Por lo tanto, consideramos su conservación y protección, de tal forma de evitar su extinción.

Nombre vulgar: En la zona de recolección se le conoce como "tomatito" (en boleta S. Leiva, T. Mione & L. Yacher 5418, HAO).

Etimología: El epíteto específico hace alusión al números de semillas por baya, y hasta el momento es la especie con el menor número: 4-6 semillas por fruto.

Usos: Las bayas amarillo-anaranjadas a la madures, son consumidas por los pobladores, especialmente los niños pastores, como frutas frescas, por ser agradables y exquisitas.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. A la Red Latinoamericana de Botánica (RLB) por la beca otorgada al primer autor (S.L.G.) para su viaje al Museo Botánico de la Universidad Nacional de Córdoba, Argentina, para realizar estudios de perfeccionamiento en la familia Solanáceas, bajo la tutoría de dos destacados maestros quien fuera el profesor Ing. Armando T. Hunziker y el Dr. Gabriel Bernardello.

Literatura citada

D'Arcy, W. G. 1986. The Genera of Solanaceae and their types. Solanaceae Newsletter 2 (4); 10-33.

D'Arcy, W. G. 1991. The Solanaceae since 1976, with a Review of its Biogeography. *In* J.G. Hawkes, R.N. Lester, M. Nee and N. Estrada (eds.). Solanaceae III. Taxonomy, Chemistry, Evolution, pp. 75-137. The Royal Botanic Gardens Kew, Richmond. Surrey, UK for The Linnean Society of London.

Davis, T. 1980. The generic relationship of *Saracha* and *Jaltomata* (Solanaceae: Solaneae). Rhodora 82: 345-352.

Hunziker, A. 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. *In* J.G. Hawkes, R.N. Lester and A.D. Shelding (eds.). The Biology and Taxonomy of the Solanaceae. pp. 49-85. Linnean Society Symposium Series NE 7 Academic Press, London and New York.

Hunziker, A. T. 2001. Genera Solanacearum. A. R. G. Ganther Verlag. K. G. Alemania. 500 pp

IUCN. 2012. The IUCN Red List of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, UK, Available from: http://www.iucnredlist.org/ (accessed: 16 abril 2013).

Leiva, S.; T. Mione & V. Quipuscoa. 1998. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae: Solaneae) del Norte de Perú. Arnaldoa 5 (2): 179-192.

Leiva, S. & T. Mione. 1999. Dos nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae-Solaneae) del Norte de Perú. Arnaldoa 6 (1): 65-74.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2007. Cuatro nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú. Arnaldoa 14 (2): 219-238.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2008. Dos nuevas especies de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) del Norte del Perú Arnaldoa 15 (2): 185-196.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2010. *Jaltomata parviflora* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú, Arnaldoa 17 (1): 33-39.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2010. Modillonia una nueva sección de *Jaltomata* Schlechtendal (Solanaceae) con una nueva especie del Norte del Perú, Arnaldoa 17 (2): 163-171.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher. 2013. *Jaltomata huancabambae* y *Jaltomata incahuasina* (Solanaceae)

dos nuevas especies del Norte del Perú, Arnaldoa 20 (2): 265-280.

Leiva, S. 2006. *Jaltomata alviteziana* y *Jaltomata dilloniana* (Solanaceae) dos nuevas especies de los Andes del Perú. Arnaldoa 13 (2): 282-289.

Knapp, S.; T. Mione & A. Sagástegui. 1991. A new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from northwestern Perú. Brittonia 43 (3): 181-184.

Mione, T. 1992. Systematics and evolution of *Jaltomata* (Solanaceae) Ph. D. dissertation, University of Connecticut Storrs, CT.

Mione, T. & F. Coe. 1992. Two new combinations in Peruvian *Jaltomata* (Solanaceae) Novon 2: 383-384.

Mione, T.; G. Anderson & M. Nee. 1993. *Jaltomata* I: circumscription, description and new combinations for five South American species (Solaneae, Solanaceae). Brittonia, 45 (2): 138-145.

Mione, T.; R. Olmstead; R. Jansen & G. Anderson. 1994. Systematic implications of chloroplast DNA variation in *Jaltomata* and selected physaloid genera (Solanaceae), American Journal of Botany 81 (7): 912-918.

Mione, T. & L. A. Coe. 1996. *Jaltomata sagastegui* and *Jaltomata cajamarca* (Solanaceae), two new shrubs from Northem Peru. Novon 6: 280-284.

Mione, T. & S. Leiva. 1997. A new Peruvian species of *Jaltomata* (Solanaceae) with Blood-Red Floral Nectar. Rhodora 99 (900): 283-286.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2000. Three new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Ancash, Peru. Novon 10 (1): 53-59.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2004. *Jaltomata andersonii* (Solanaceae): a new species of Peru. Rhodora 106 (926): 118-123.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2007. Five new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Cajamarca, Peru. Novon 17: 49-58.

Mione, T.; S. Leiva; L. Yacher & A. Cameron. 2011. *Jaltomata atiquipa* (Solanaceae): a new species of Sourthern Peru. Phytologia 93 (2):203-207.

Mione, T.; S. Leiva & L. Yacher. 2013. *Jaltomata spooneri* (Solanaceae): a new species of Southern Peru. Phytologia 95 (2):167-171.

Nee, M. 1996. Solanaceae I. Flora de Veracruz, fascículo 49. Instituto de Investigaciones sobre Recursos Bióticos, Xalapa, Veracruz, México.

Olmstead, R.; L. Bohs; H. Abdel; E. Santiago-Valentin; V. García & S. Collier. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. Taxon 57 (4): 1159-1181.

Thiers, B. 2013. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium.

http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

Arnaldoa 21 (1): 41 - 68, 2014 ISSN: 1815-8242

Géneros de Verbenáceas J. St.-Hil. en el Departamento La Libertad, Perú

Genus Verbenaceae J. St.-Hil. the Libertad Departament, Peru



Rosalynn Yohanna Rivera López
Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Perú.
rosaynn@hotmail.com

Resumen

En el Perú, la familia Verbenaceae J. St.-Hil. (=Verbenáceas), se considera importante porque muchos de sus géneros se cultivan como ornamentales y otras proporcionan valiosos aceites esenciales. Esta familia, no es muy estudiada en nuestro país y según algunos autores, es prometedora para la ciencia, en el aislamiento de los nuevos productos químicos con diferentes potenciales, principalmente farmacológicos. Asimismo, a pesar de los intensos estudios que se vienen realizando, existen problemas en la delimitación genérica y específica en la familia Verbenáceas. Esta, es la razón por la cual se ha realizado el trabajo, teniendo como objetivo la revisión sistemática de los géneros de esta familia. Además, presentar los resultados, tomando como base estudios *in situ* e información de Herbario. Resultado de este estudio, se describen e identifican 9 géneros en las diferentes Provincias del Dpto. La Libertad: *Verbena, Glandularia, Phyla, Lantana, Lippia, Aloysia, Pitraea, Citharexylum* y *Duranta.*

Palabras clave: *Verbenaceae, Verbena, Glandularia, Phyla, Lantana, Lippia, Aloysia, Pitraea, Citharexylum, Duranta,* La Libertad.

Abstract

The Verbenaceae J. St.-Hil. Family in Peru, most of them are cultivated as ornamental and others provide valuable essential oils. This family was poorly studied in our country and according to some authors, is promising in the isolation of new chemical agents with different potentials, mainly pharmacological. Also in spite of the intense studies, still problems of the generic and specific boundaries in the Verbenaceae family. This is the reason of this research has been realized, is a systematic revision of the genera in this family. The results were taking from *in situ* studies and information from Herbarium. Nine genera from different provinces of La Libertad were described and identified: *Verbena, Glandularia, Phyla, Lantana, Lippia, Aloysia, Pitraea, Citharexylum* y *Duranta.*

Key words: *Verbenaceae, Verbena, Glandularia, Phyla, Lantana, Lippia, Aloysia, Pitraea, Citharexylum, Duranta,* La Libertad.

Introducción

La Familia Verbenaceae J. St.-Hil., de amplia distribución geográfica, comprende cerca de 35 géneros y 1150 especies (Mabberley, 2008); El APG III Versión 13, sostiene que la familia consta de 31 géneros y unas 918 especies (APG III Versión 13, 2014). Para el Perú, Macbride (1960), reporta 19 géneros con 163 especies. En el "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú", y en" Diez años de adiciones a la Flora del Perú", se da a conocer 23 géneros y 201 especies (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa *et al.*, 2004), entre hierbas, arbustos y árboles, además de lianas y bejucos. León (2006) reporta 12 géneros con 38 especies y 16 variedades endémicas para nuestro país.

Su distribución abarca las regiones tropicales y templadas de América, África y La India. Los principales centros de diversidad son: América del Sur, México y Andes (Sanders, 2001, Judd *et al.*, 2002). Esta familia, es importante porque muchos de sus géneros se cultivan como ornamentales (*Lantana* L. y *Glandularia* J. F. Gmel., entre otros), poseer representantes aromáticos- *Lippia* L., *Aloysia* Paláu, propiedades digestivas (Fester *et al.*, 1961; Ratera & Ratera, 1980; Gupta, 1995) y otros proporcionan valiosos aceites esenciales (Prakash & Rao, 1997), dentro de la cuales, las más estudiadas son el género *Lippia* (Barriga, 1992; Stashenko *et al.*, 2003). Además, este género, es el segundo más grande de la familia y el más estudiado por presentar importantes

especies que se pueden utilizar con distintos propósitos. Entre estos, se distinguen por sus propiedades medicinales, efectos contra "malaria" (Gasquet *et al.*, 1993), actividad citostática, (López *et al.*, 1979; Slowing, 1992; Klueger *et al.*, 1997), sedante, diurético, anti-reumáticas, anti-inflamatorio, y otros (Sousa, 2006).

Históricamente, la familia Verbenaceae se clasifica dentro del orden Lamiales. En 1895, Briquet, dentro de la obra General Pflanzenfamilien, realizó una sinopsis y subdividió la familia en 7 subfamilias y 13 tribus. De las siete subfamilias, una de ella se encuentran dentro del área estudiada: *Verbenoideae* (5 Tribus) (Junell, 1934; Erdtman, 1945; Moldenke, 1959). La subdivisión Verbenoideae, que abarca 9 géneros, siempre en el área considerada, se han reunido en 5 tribus: Verbeneae, Lantaneae, Priveae, Citharexyleae y Duranteae.

A pesar de los intensos estudios que se vienen realizando, existen problemas de la delimitación genérica y específica en la familia Verbenáceas, Olmstead (com. per., 2009). En tal sentido, el objetivo de esta Revisión Sistemática es diferenciar morfológicamente los géneros de la familia Verbenáceas en el Departamento La Libertad, Perú.

Material y métodos

El área de estudio

Comprendió las doce Provincias del Dpto. La Libertad, Perú. El material estudiado corresponde a material fresco y en algunos casos material conservado procedente de los herbarios, y cuyos acrónimos de los Herbarios son citados según Thiers, 2013. Adicionalmente al trabajo de campo, las muestras botánicas se fijaron y conservaron en un líquido (alcohol etílico 70% o AFA), para analizar en detalle los órganos vegetativos y reproductivos para sus ilustraciones.

Las descripciones se basaron en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; asimismo, se presentan fotografías, datos de su distribución, geografía y ecología.

Resultados y discusión

a. Ubicación sistématica de la familia Verbenaceae J. St.-Hil.

El presente estudio, está realizado en base al Sistema APG III-2014 Versión 13, y la posición sistemática de la familia es la siguiente:

División: **Magnoliophyta** Cronquist, Takht. & Zimm. ex Reveal

Clase: **Magnoliopsida** Brongn.

Subclase: **Lamiidae** Takht. ex Reveal

Superorden: **Asteranae** Takht.

Orden: **Lamiales** Bromead

Familia: **Verbenaceae J. St.-Hil.**

b. Clave dicotómica para la identificación de las tribus

A Esquizocarpo separándose a la madurez en 4 mericarpos uniseminados. Sufrútices a veces hierbas.

Tribu 1: VERBENEAE

A' Esquizocarpo separándose a la madurez en 2 mericarpos uniseminados o dos seminados. Arbustos a veces hierbas.

B Esquizocarpo separándose a la madurez en 2 mericarpos uniseminados o drupa con una pirena 2- locular y 2- seminada.

Tribu 2: LANTANEAE

B' Esquizocarpo separándose a la madurez en 2 mericarpos dos seminados o drupa con 2 ó 4 pirenas dos seminados.

C Esquizocarpo separándose a la madurez en 2 mericarpos dos seminados.

Tribu 3: PRIVEAE

C' Drupa con 2 ó 4 pirenas dos seminados.

D Flores 9-12 dispuestas en inflorescencias axilares.

Tribu 4: CITHAREXYLEAE

D' Flores 20-31 dispuestas racimos axilares o terminales.

Tribu 5: DURANTEAE

c. Clave dicotómica para la identificación de los géneros

TRIBU 1. VERBENEAE

A Frutos esquizocarpos que a la madurez se separan en 4 mericarpo, excepto en *Glandularia* es drupáceo.

B Anteras sin apéndices glandulares. Corola infundibuliforme. Estilo 2,8- 3 mm longitud. Hierbas erguidas.

1. *Verbena*

B' Anteras con apéndices glandulares que superan las tecas en antésis. Corola hipocrateriforme. Estilo 4,2-4,5 mm longitud. Hierbas postradas o rastrera.

2. *Glandularia*

TRIBU 2. LANTANEAE

C Hierbas. Pubescencia malpigiácea en tallos, hojas, brácteas y pedúnculos.

3. *Phyla*

C' Arbustos. Pubescencia variada nunca pubescencia malpigiácea

D Fruto drupa

4. *Lantana*

D'Fruto esquizocarpo.

E Corola zigomorfa. Ovario glabro.

5. *Lippia*

E'Corola sub actinomorfa. Ovario rodeado de pelos simples unicelulares papilados transparentes no glandulares en el 1/3 distal.

6. *Aloysia*

TRIBU 3. PRIVEAE

F Hierbas de 0,10.0,60 m de alto.

7. *Pitraea*

F' Arbustos 2-3 m de alto.

A'Fruto drupa que a la madurez se separa en dos mericarpos.

TRIBU 4. CITHAREXYLEAE

G Ramas con braquiblastos. Racimos axilares. Estigma bífido o ligeramente capitado. Estambres insertos por encima de la 1/2 del tubo corolino. Fruto con dos pirenas.

8. *Citharexylum*

TRIBU 5. DURANTEAE

G'Ramas sin braquiblastos. Racimos terminales. Estigma capitado. Estambres insertos en la 1/2 del tubo corolino. Fruto con 4 pirenas.

9. *Duranta*

d. SINOPSIS DE LAS SUBFAMILIAS, TRIBUS Y GÉNEROS

Subfam. I VERBENOIDEAE Briq.

Tribu 1. VERBENEAE Schauer.

1. ***Verbena*** L.

2. ***Glandularia*** J. F. Gmel.

Tribu 2. LANTANEAE Briq.

3. ***Phyla*** Lour.

4. ***Lantana*** L.

5. ***Lippia*** L.

6. ***Aloysia*** Paláu

Tribu 3. PRIVEAE Briq.

7. ***Pitraea*** Turcz

Tribu 4. CITHAREXYLEAE Briq.

8. ***Citharexylum*** L.

Tribu 5: DURANTEAE Bentham

9. ***Duranta*** L.

DESCRIPCIÓN DE LOS GÉNEROS

1. *Verbena* L.

Sp. Pl. 1: 18, 1753 (1 mayo de 1753). (Fig 1 y 10 A-B).

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad,** Prov. Sánchez Carrión, caserío El Molino, alrededores del poblado, 2800 m, 29-VII-2009, *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía 117* (HUT, HAO).

Sufrútice 0,60–1,30 m alto, ampliamente ramificado, Tallos viejos verde-oscuro, marcadamente cuadrangulares, agrietamientos longitudinales, compactos, sin lenticelas, pelos simples

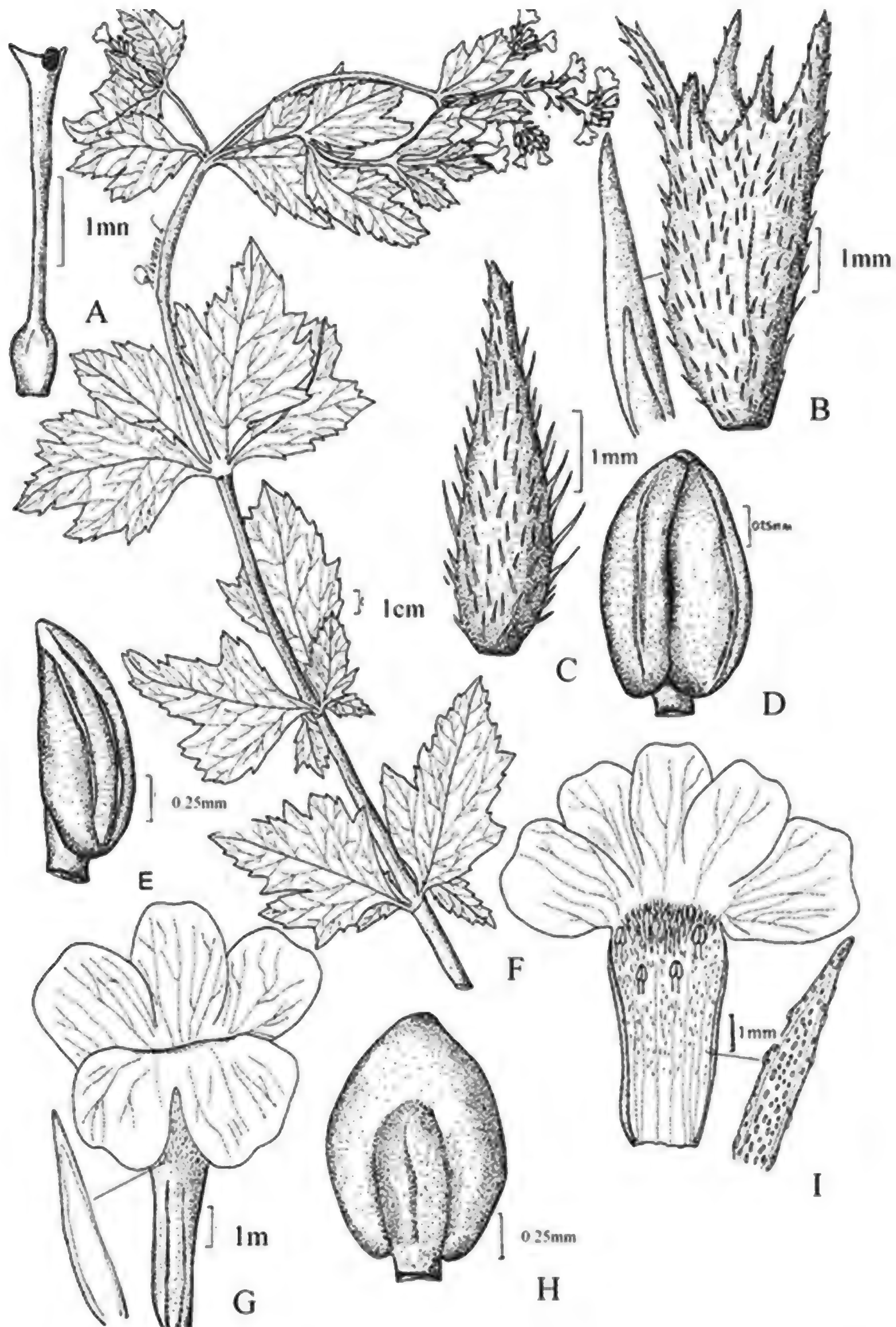


Fig. 1. *Verbena cuneifolia* Ruiz & Pav. A. Gineceo; B. Cáliz; C. Bráctea; D. Antera en vista ventral; E. Antera en vista lateral; F. Rama florífera; G. Corola cerrada; H. Antera en vista dorsal; I. Corola desplegada. *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 001 (Dibujado por R. Rivera *et al.*, 001, HAO).

transparentes, 1–1,5 cm diámetro en la base; tallos jóvenes verde–oscuro, ligeramente cuadrados, glabros, algunos pelos simples transparentes dispersos. Hojas opuestas; peciolo rollizo, morado–verdoso, ligeramente cuadrados, rodeado por una densa cobertura de pelos simples transparentes en el área adaxial, menor densidad en el área abaxial; lámina palmatifída, escábrida, verde–oscuro en el área adaxial, verde–claro en el área abaxial, aguda en el ápice, cuneada en la base, dentado en el borde, rodeado por pelos simples transparentes en ambas superficies, mayor densidad en la superficie adaxial, 4,5–7,6 cm largo por 2,5–3,5 cm ancho. Flores 35-40 dispuestas en espigas o racimos terminales; pedúnculos, ligeramente cuadrangulares, rodeado por pelos simples transparentes, 1–3,4 cm longitud. Bráctea ligeramente lanceolada, verde, rodeada por pelos simples unicelulares papilados glanduloso y no glandulosos transparentes en la superficie adaxial, glabro en la superficie abaxial, 7,5-7,6 mm largo por 1,3-1,5 mm ancho. Cáliz tubular, suculento, morado, verde-oscuro externamente, morado–verdoso interiormente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados glanduloso y no glandulosos transparentes externamente, glabro en interiormente, 3-3,2 mm diámetro en la antésis; 5- lobulado, morado a verde-oscuro externamente, morado–verdoso interiormente, borde ciliado, pubescente, rodeados por pelos simples unicelulares papilados glanduloso y no glandulosos transparentes externamente, glabrescente interiormente, 4-4,3 mm largo por 0,8-1mm ancho; tubo 5-5,1 mm largo por 0,8-1,1 mm diámetro. Corola infundibuliforme, suculenta, lila–oscuro externamente, morado–oscuro interiormente, pubescente el 1/3 distal, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes y en la ½ distal, glabrescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados glandulosos transparentes externamente, área distal pubescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes y pubescente el 1/3 distal, rodeado por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes interiormente, 7-10 mm diámetro en la antésis; limbo 5-lobulado, lóbulos oblongos, reflexos, pubescentes solo en la base del lóbulo, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes, interiormente; glabrescente, rodeados por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes externa e interiormente, 4-4,2 mm largo por 4,5-4,7 mm ancho; tubo 9-10 mm largo por 1,2-1,5 mm diámetro. Estambres 4, didínamos, inclusos, insertos en la mitad superior del tubo corolino; superiores, área libre, glabro, 0,2-0,3 mm; área soldada, glabrescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes, 5,1-5,2 mm; inferiores, área libre, glabro, 0,2-0,3 mm longitud; área soldada, glabrescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes, 4,5-4,7 mm longitud; anteras basifijas, amarillas, oblongas, sin apéndices glandulares, 0,9-1 mm de largo por 0,2-0,3 mm diámetro. Ovario, obovado, verde–claro, 0,8-1 mm largo; estilo, verde–claro, incluso, 2,8-3 mm longitud; estigma, verde–oscuro, bífido, lóbulo anterior papiloso estigmatífero, el posterior agudo, glabro, 0,6-0,8 mm diámetro. Esquizocarpo, con exocarpo delgado, ovoide-oblongo, cáliz persistente, con 4 mericarpos uniseminados.

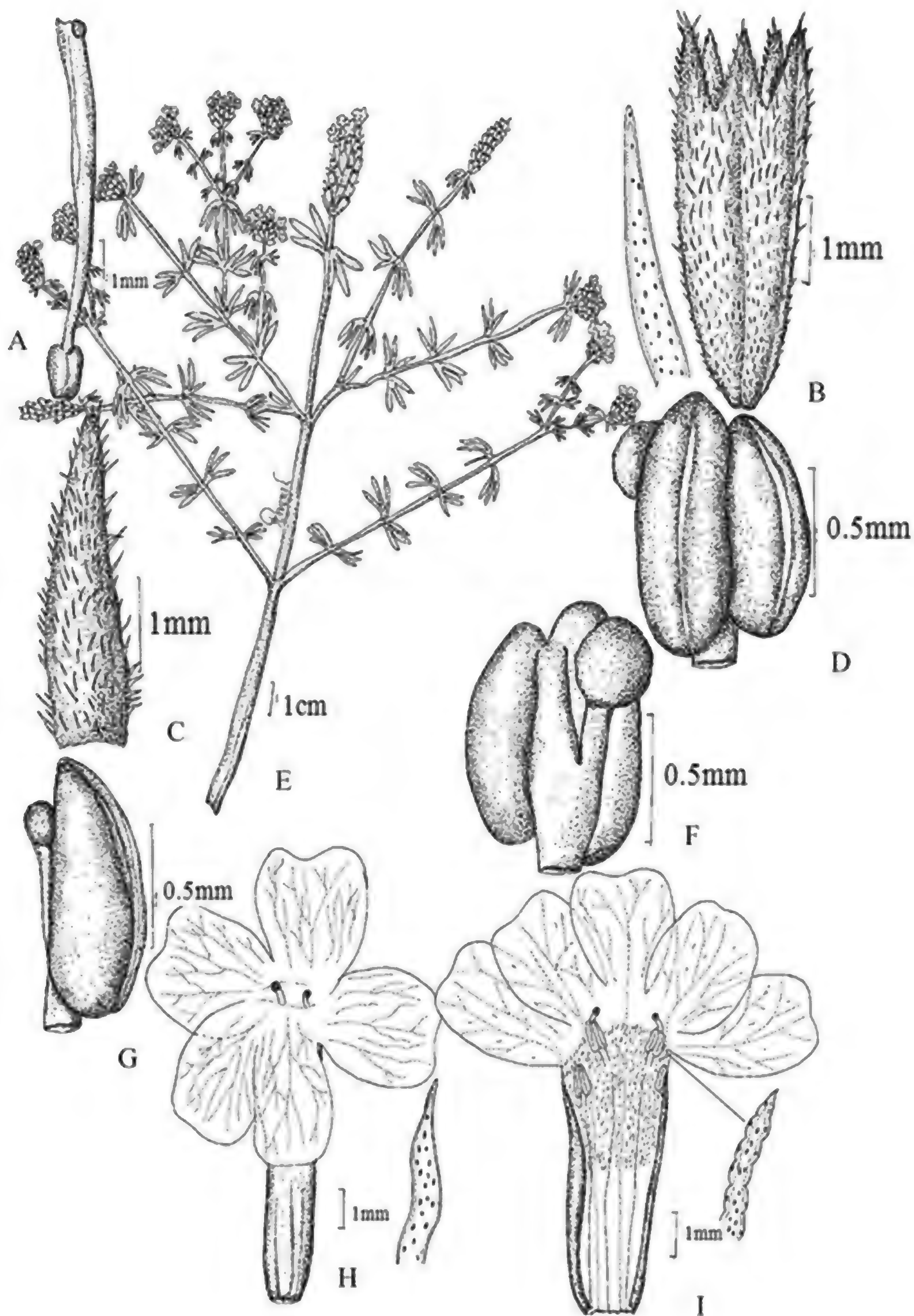


Fig. 2. *Glandularia* Gmel. A. Gineceo; B Bráctea.; C. Cáliz; D. Antera superior en vista ventral; E. Rama florífera; F. Antera superior en vista dorsal; G. Antera superior en vista lateral; H. Corola cerrada; I. Corola desplegada. *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 002 (Dibujado por R. Rivera 002, HAO).

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Otuzco. Distrito Agallpampa. Terreno pedregoso 3200 m, 02-VI-1949; *A. López.* S.N (HUT-Nº 1048). Prov. Patáz, Tingo (La Sabana-Huaylillas), en borde de camino, 3100 m, 23-V-1961, *A. López & A. Sagástegui.* Det Dr. H. Moldenke (HUT-Nº 3543).

Distribución y ecología

Género con 200 especies, de amplia distribución en América (Troncoso, 1974 & Mabberley, 2008). En el Perú, habitan 36 especies, de las cuales 6 son endémicas, y para el Dpto La Libertad se reportan 11 especies (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa, Zarucchi & León, 2004). Se tiene a *V. cuneifolia* Ruiz & Pav., es común en bordes de caminos, terrenos pedregosos y entre pajonales. Habita entre los 2700–3200 m de elevación, en La Libertad. (Colecciones, HUT).

Nombre vulgar: "azucena" (colección V. Medina, HUT); "azularia" (Mostacero, J., F. Mejía & otros, HUT)

2. *Glandularia* J. F. Gmel. (Fig. 2 y 10 C)

Syst. Nat. …editio decima tertia, aucta, reformata 2: 886, 920, 1791 (1792).

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Virú, 250 m.; 13-XI-2009 *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 119 (HUT, HAO).

Subfrútice rastrero, de 0,30–0,50 m alto, ampliamente ramificado. Tallos viejos verde a marrón-claro, sub leñosos en la base, ligeramente cuadrangulares con agrietamientos longitudinales, compactos, sin lenticelas, glabros, 5–6,5 mm diámetro de la base; tallos jóvenes, verde–oscuro en el área adaxial, verde–claro en el área abaxial, ligeramente cuadrados, sin lenticelas, compactos, rodeados por una densa cobertura de pelos largos simples transparentes. Hojas opuestas, decusadas, sésiles; lámina dividida trilobulada, membranosa, verde–oscuro en la superficie adaxial, verde–claro en la superficie abaxial, ligeramente agudas en el ápice, cuneadas en la base, enteras en el borde, pubescentes en ambas superficies, con mayor densidad de pelos simples transparentes en la nervadura principal; lóbulos desiguales, lóbulo medio, 11-12 mm largo por 1-1,2 mm ancho, lóbulos laterales, 7-9 mm largo por 1-1,2 mm ancho Flores 25-30, dispuestas en cabezuelas densas o laxas que se alargan en la madurez; pedúnculo, verde–oscuro, suculento, 1–2 mm longitud, el eje de inflorescencia terminal. Bráctea, ligeramente triangular, verde-oscuro en la superficie adaxial, verde-claro en la superficie abaxial, ciliado en el margen, rodeada por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes en la superficie adaxial, glabro, rodeada por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes en la superficie abaxial, 4-4,2 mm largo por 1-1,2 mm ancho. Cáliz tubular, verde–oscuro externa e internamente, pubescentes, rodeados por pelos largos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes externamente, glabro interiormente, 1,8-2 mm diámetro en la antésis; 5–lobulado, lóbulos triangulares, morado externamente, verde–oscuro interiormente, borde ciliado, pubescente, rodeados por pelos largos simples transparentes, 5-3,7 mm largo por 2-2,3 ancho, tubo 5,2-5,5mm largo por 2-2,2 mm diámetro. Corola tubular, hipocrateriforme, suculenta, rosado-pálido externamente, crema interiormente, 1/3 distal pubescente, rodeados por pelos largos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes exteriormente; área distal glabrescente, rodeados

por pelos largos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes -1/3 distal glabrescente rodeados por pelos largos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes interiormente, 11-12 mm diámetro en la antésis; limbo 5-lobulado, bífidos, suculento, lila externamente, lila-claro interiormente, glabrescente, rodeados por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes externa e interiormente, pubescente solo en la base del lóbulo, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes, interiormente, 3,8-4 mm largo por 2,5-3 mm de ancho; tubo 8,8–9 mm largo por 1,5–1,7 mm diámetro. Estambres 4, didínamos, ligeramente exertos, insertos en la mitad distal del tubo corolino; 2 superiores: área libre, glabro, 0,3-0,4 mm; área soldada, glabrescente el 1/3 distal, rodeados por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes, 7,3-7,5 mm; 2 inferiores: área libre 0,3-0,4 mm; área soldada, glabrescente el 1/3 distal, rodeados por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes, 6-6,2 mm; anteras oblongas, basifijas, amarillas; 2 superiores con apéndices glandulares que superan a las tecas durante la antesis. Ovario, tetralobulado, verde–claro, 0,8-1, mm largo por 0,6-0,7 mm diámetro; estilo, incluso, verde, 4,2-4,5 mm longitud; estigma bífido, lóbulo anterior papiloso, el posterior agudo, glabro 0,5-0,7 mm diámetro. Esquizocarpo, seco dividiéndose a la madurez en 4 mericarpos cilíndricos. Cáliz fructífero persistente.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Bolívar. Balsas, 3450 m; 17-X-2000, *M. Weigend, E. Rodriguez, H. Forther* and *N. Dostert* 817 (HUT- Nº 35780).

Distribución y ecología:

Género con alrededor de 100 especies principalmente distribuidas en áreas templadas de América (Mabberley, 2008). En Perú se reportan 7 especies, de las cuales una sola especie habita en La Libertad (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa, *et al.*, 2004), crecen entre los 3450–4000 m (Mostacero *et al.*, 2002).

3. *Phyla* Lour. (Fig. 3)

Fl. Cochinch. 1: 63,66, 1790 (Septiembre 1790)

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Chepén. Caserío Casa Blanca, hierba postrada. 21-VI-2009, *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 113 (HUT, HAO).

Hierba postrada 0,15- 0,75 m, ampliamente ramificada, rastrera. Tallos viejos radicantes verde a marrón-claro, ligeramente teretes, con agrietamientos longitudinales, compactos, rodeados por lenticelas marrón-claro, rodeados por algunos pelos simples transparentes, 8–10 mm diámetro en la base; tallos jóvenes, verde–oscuro en la superficie adaxial y verde–claro en la superficie abaxial, ligeramente tetrágonos, sin lenticelas, compactos, glabros. Hojas opuestas, decusadas; peciolo semirrollizo, verde–claro, suculento, rodeada por pelos simples transparentes dispersos, 1–2 mm longitud; láminas obovadas, suculentas, verde–oscuro en la superficie adaxial, verde–claro en la superficie abaxial, ligeramente agudas en el ápice, largamente cuneadas en la base, dentadas la ½ distal en los márgenes, 4–5 dientes por margen, glabras en ambas superficies, mayor densidad en la nervadura principal, rodeada por pelos simples transparentes, 20-30 mm largo por 15-20 mm ancho. Flores dispuestas en cabezuelas

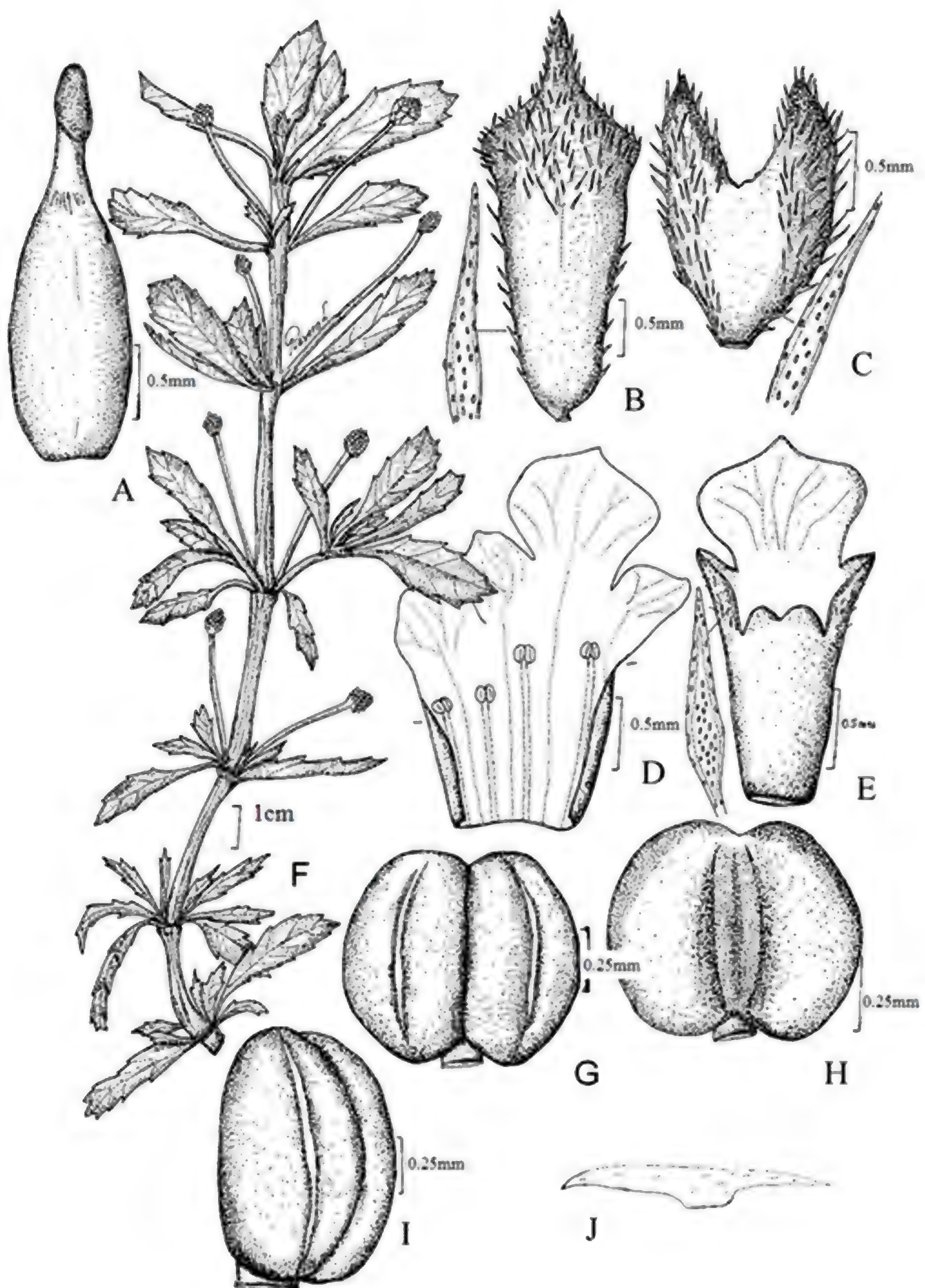


Fig. 3. *Phyla nodiflora* (L.) Greene. A. Gineceo; B Bráctea.; C. Cáliz; D. Corola desplegada; E. Corola cerrada; F. Rama florífera; G. Antera en vista ventral; H. Antera en vista dorsal; I. Antera en vista lateral. J. Pelo malpigiáceo. *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 004 (Dibujado por R. Rivera 003, HAO).

globosas, axilares. Pedúnculo filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verde–oscuro, suculento, 20–22 mm longitud. Bráctea externa anchamente oval-triangular, verde, sobresaliente la nervadura principal, rodeada por pelos simples transparentes externamente; Bráctea interna ligeramente triangular, verde, pubescente, rodeada por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes, lila–intenso en los bordes, ½ distal rodeada por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes, glabro interiormente, 3-3,2 mm largo por 2,8-3 mm ancho. Cáliz tubular-compreso, verde–oscuro preferentemente en las nervaduras, los bordes blanquecinos, suculentos, glabrescente, rodeados por pelos largos simples unicelulares papilosos transparentes, mayor densidad en las nervaduras principales externamente, glabro interiormente, 1-1,3 mm diámetro en la antésis; 2–lobulado, lóbulos triangulares conduplicados, verde, ciliado en el borde, glabrescente, rodeados por pelos largos simples unicelulares papilados transparentes, lila–intenso externamente, glabro interiormente, 0,6-0,9 mm largo por 0,4-0,5 mm de ancho; tubo 1,5-1,7 mm largo por 1-1,2 mm diámetro: Corola hipocrateriforme, suculenta, lila en el área distal, cremoso en las ¾ partes del área basal, algunos pelos simples unicelulares papilados transparentes en el área distal externamente, glabro interiormente, 0,8-1 mm diámetro en la antésis; 4-lobulado, lóbulo mayor rectangular, suculento, lila en ambas superficies, algunos pelos simples unicelulares papilosos en el área basal externamente, glabro interiormente, 0,7-0,9 mm largo por 0,9-1 mm ancho; dos lóbulos laterales, oblongos, suculentos, lila en ambas superficies, glabrescente, rodeados por algunos pelos simples unicelulares papilados en el área basal externamente, glabro internamente, 0,3-0,4 mm largo por 0,5-0,7 mm ancho; lóbulo inferior bífido, suculento, lila-intenso ambas superficies, glabro, 0,2-0,3 mm largo por 0,4-0,6 mm ancho; tubo 1,7-2 mm largo por 0,8-1 mm diámetro. Estambres 4, didínamos, adnatos en el tubo corolino, inclusos; filamento cortos; anteras ligeramente oblongas, basifijas, verdes, sin apéndices, 1-1,3 mm largo por 0,8-0,9 mm diámetro; Ovario, ovoide- globoso, verde–claro, 0,9-1 mm largo por 0,4-0,5 mm diámetro; estilo incluso, verde, 0,4-0,5 mm de longitud; estigma engrosado-capitado, 0,5-0,6 mm diámetro. Esquizocarpo, seco, separándose a la madurez en 2 mericarpios uniseminados, cara dorsal convexa, lisa y la ventral plana.

Material adicional examinado

PERÚ. **Dpto. La Libertad,** Prov. Trujillo, Distrito Moche, campiña de Moche, terreno de cultivo 50 m, 21-VI-1985, *J. Mostacero, S. Leiva, F. Mejía, F. Peláez, J. Guevara & A. Zavaleta 737* (HUT-N° 22174)

Distribución y ecología

América subtropical y templada, con una especie cosmopolita: *P. nodiflora* (L.) Greene (Troncoso, 1974). Comprende alrededor de 11 especies (Mabberley, 2008), de las cuales, 4 crecen en nuestro país, prefiere suelos arenosos y campos de cultivo abandonados formando un denso césped (Sagástegui & Leiva, 1993).

Nombre vulgar: "turre hembra" (colección: J. Mostacero, S. Leiva, F. Mejía, F. Peláez & J. Guevara, HUT).

4. *Lantana* L. (Fig. 4 y 10 E)

Sp. Pl. 2: 626, 1753 (1 mayo 1753)

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Trujillo, Distrito La Esperanza, jardín, 55 m, 21-IX-2009. *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 118 (HUT,

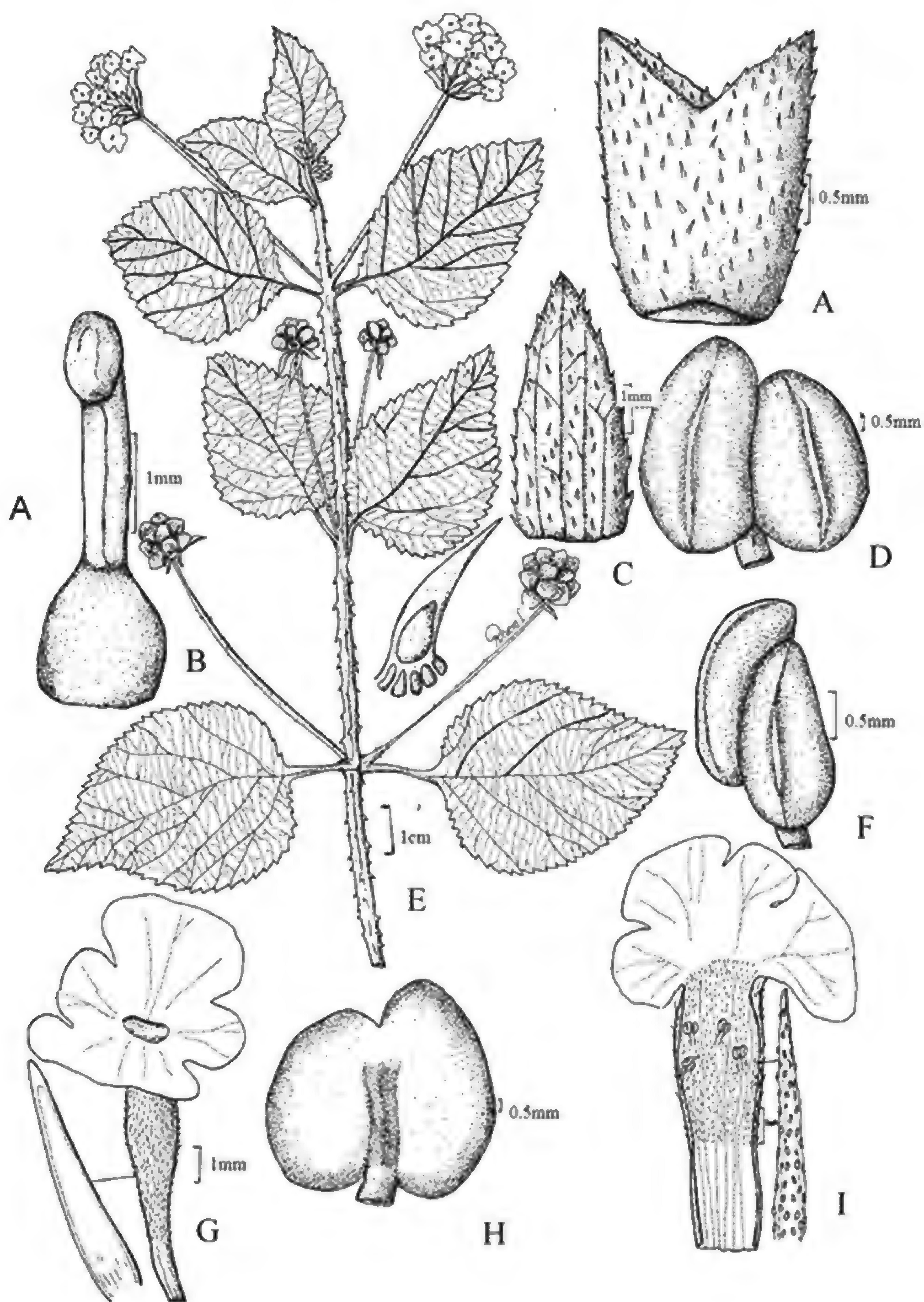


Fig. 4. *Lantana camara* L. A. Cáliz; B. Gineceo; C. Bráctea; D. Antera en vista ventral; E. Rama florífera; F. Antera en vista lateral; G. Corola cerrada; H. Antera en vista dorsal; I. Corola desplegada. *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 003 (Dibujado por R. Rivera 004, HAO).

HAO).

Arbusto, con ligero aroma a limón, 0,80–1 m alto, ampliamente ramificado. Tallos viejos erguidos, verde–oscuro, cuadrangulares, con agrietamientos longitudinales, espinosos, compactos, sin lenticelas, glabros, 10–15 mm diámetro de la base; tallos jóvenes morado–oscuro en la superficie adaxial, verde–oscuro en la superficie abaxial, ligeramente cuadrados, espinosos, sin lenticelas, glabrescente, algunos pelos simples transparentes dispersos. Hojas opuestas; peciolo verde–oscuro, rollizo, glabrescente, pelos simples transparentes, 0,8–1 cm longitud; lámina ovada por lo general cortamente acuminada, escabrosas en la superficie adaxial, ligeramente pilosas en la superficie abaxial, verde–claro en la superficie adaxial, verde–claro en la superficie abaxial, agudo en el ápice, atenuada en la base, aserrado en los bordes, glabrescente, rodeada por pelos simples transparentes en ambas superficies, 3–3,4 cm largo por 2,1–2,4 cm ancho. Flores sésiles 20–40 dispuesta en cabezuelas axilares, largamente pedunculadas; pedúnculos, 3,5–4,5 cm longitud. Bráctea lanceolada, verde–oscuro, glabrescente, rodeada por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes en la superficie adaxial, glabro en la superficie abaxial, 5,5–6 mm largo por 1,8–2 mm ancho. Cáliz tubular, membranáceo, verde–claro externa e interiormente, rodeado por una densa cobertura de pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes externamente, 1/3 distal glabrescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos y glandulosos transparentes interiormente, 1,5–1,7 mm diámetro en la antésis; 2–lobulado, lóbulo ligeramente triangular, verde, rodeados por una densa cobertura de pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes externamente, rodeados por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes interiormente, 0,6–0,8 mm largo por 1,8–2 mm ancho; tubo 1,5–1,8 mm largo por 0,9–1 mm diámetro. Corola, hipocrateriforme, rojas, amarillas o anaranjadas, suculenta, pubescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes el 1/3 distal externamente, pubescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes el 1/3 distal interiormente, 7–8 mm diámetro en la antésis; 4-lobulado, ligeramente reflexos, amarillo–claro, glabrescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes externamente, glabro interiormente; lóbulo superior, ligeramente cuadrangular, 3–3,2 mm largo por 1,8–2 mm ancho; lóbulos laterales, ligeramente oblongos, 1,5–1,7 mm largo por 2,5–2,7 mm ancho; lóbulo inferior, ligeramente cuadrangular, ligeramente ondulado, 1,7–2 mm de largo por 4,7–4,9 mm ancho; tubo 8–8,5 mm largo por 1–1,3 mm diámetro. Estambres 4, didínamos, insertos en la 1/2 del tubo corolino, inclusos; superiores, área libre, glabro, 0,7–0,8 mm de longitud; área soldada, glabrescente, 5,9–6 mm; inferiores, área libre, glabros, 0,7–0,8 mm de longitud; área soldada, glabrescente, 5,2–5,5 mm de longitud; anteras ligeramente oblongas, amarillas, sin apéndices glandulares, 3,5–3,6 mm de largo por 3,7–3,9 mm de diámetro. Ovario obovado, verde–claro, 0,8–1 mm largo por 0,4–0,6 mm diámetro; estilo filiforme, verde–claro, incluso, 2,8–2,9 mm longitud; estigma capitado, 0,3–0,4 mm diámetro. Drupáceo esférico, negro, a veces carnoso o sub seco, 4–7 mm de diámetro.

Material adicional examinado

ARGENTINA. **Prov. De Entre Ríos.**



Fig. 5. *Lippia americana* L. A. Rama florífera X 0,5; B. Bráctea X 12,5; C. Cáliz X 12,5; D. Corte transversal del cáliz X 25; E. Corola; F. Gineceo; G. Ovario, corte transversal X 25.

Dpto. Colón, Ubajay, Estancia los Monigotes Otuzco, A. Cabrera & A. Sagástegui 19318 (HUT-N° 9212).

Distribución y ecología

Género de América Tropical y Subtropical, con algunos representantes en África y en Asia. Según Troncoso (1974), comprende unas 150 especies de las cuales alrededor de 40 fueron citadas para Argentina, Bolivia, Brasil austral, Paraguay y Uruguay. En Perú, se reportan 31 especies, de las cuales 11 especies están en La Libertad (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa, Zarucchi & León. 2004). Prefiere, terreno arenoso-pedregoso, de gran relieve y poca humedad.

Nombre vulgar: "hierba de la maestranza", "tunchi albaca", "saccha orégano" (Mostacero & col., 2002).

5. ***Lippia*** L. (Fig. 5)

Sp. Pl. 2: 633, 1753. (1 mayo 1753).

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad** Prov. Chepén, 08-III-1996, *E. Rodríguez & M. Mora* 761. (HUT-N° 30962).

Arbusto o subarbusto de variado porte o hierbas perennes, por lo común glandular- resinosos, glabros o pubescentes, de indumento variado de pelos simples de inserción basal; leños y ramas ligeramente débiles, herbáceas. Algunas especies campestres presentan raíz gruesa. Hojas opuestas o ternadas, raramente alternas, enteras o variadamente dentadas, lobadas o serradas, sésiles o pecioladas. Inflorescencias dispuestas en cabezuelas o espigas breves, contraídas, axilares, solitarias o numerosas, o en panojas terminales, alargándose brevemente en la fructificación. Flores pequeñas, hermafroditas o por aborto dioicas, sésiles, brácteas generalmente imbricadas, a veces decusadas o seriadas, plegado-carenadas, libres o connatas en la base o acrescentes, membranáceas y corolinas. Cáliz breve, membranáceo, generalmente tubuloso-compreso, 2-4 dentado, bipartido o formado por dos hojitas diminutas, inconspícuas, que persisten muchas veces en el fruto, a veces 2 carenado, con las carenas por lo general largamente hirsutas. Corola zigomorfa, hipocrateriforme, limbo oblícuo, bilabiado, el labio anterior 3-lobado con el lóbulo medio mayor, el posterior reducido, entero o emarginado a bilobado, tubo breve cilíndrico o ligeramente ampliado hacia la garganta. Estambres 4, didínamos, insertos en la mitad distal del tubo corolino, inclusos o ligeramente exertos, sin apéndices glandulares; anteras ovoides, tecas paralelas (abortadas o ausentes en las flores femeninas de especies dioicas). Ovario ovoide globoso, monocarpelar, 2 locular; estilo breve, incluso; estigma capitado, oblícuo o lateral. Esquizocarpo incluido en el cáliz persistente, dividiéndose en 2 mericarpos.

Distribución y ecología

En el mundo cuenta con 200 especies (Mabberley, 2008), para el Perú se reportan 14, en el Dpto La Libertad habitan 4 especies (Brako & Zarucchi 1993; Ulloa, Zarucchi & León. 2004).

6. ***Aloysia* Paláu** (Fig. 6).

Parte Práct. Bot. 1: 767-771, 1784.

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Patáz, Distrito Patáz, Anexo Zarumilla, terreno de sembrío, 2650 m, 29-VII-2009, *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 115 (HUT, HAO)

Arbusto aromático, 1,5–2 m alto, ampliamente ramificado. Tallos viejos

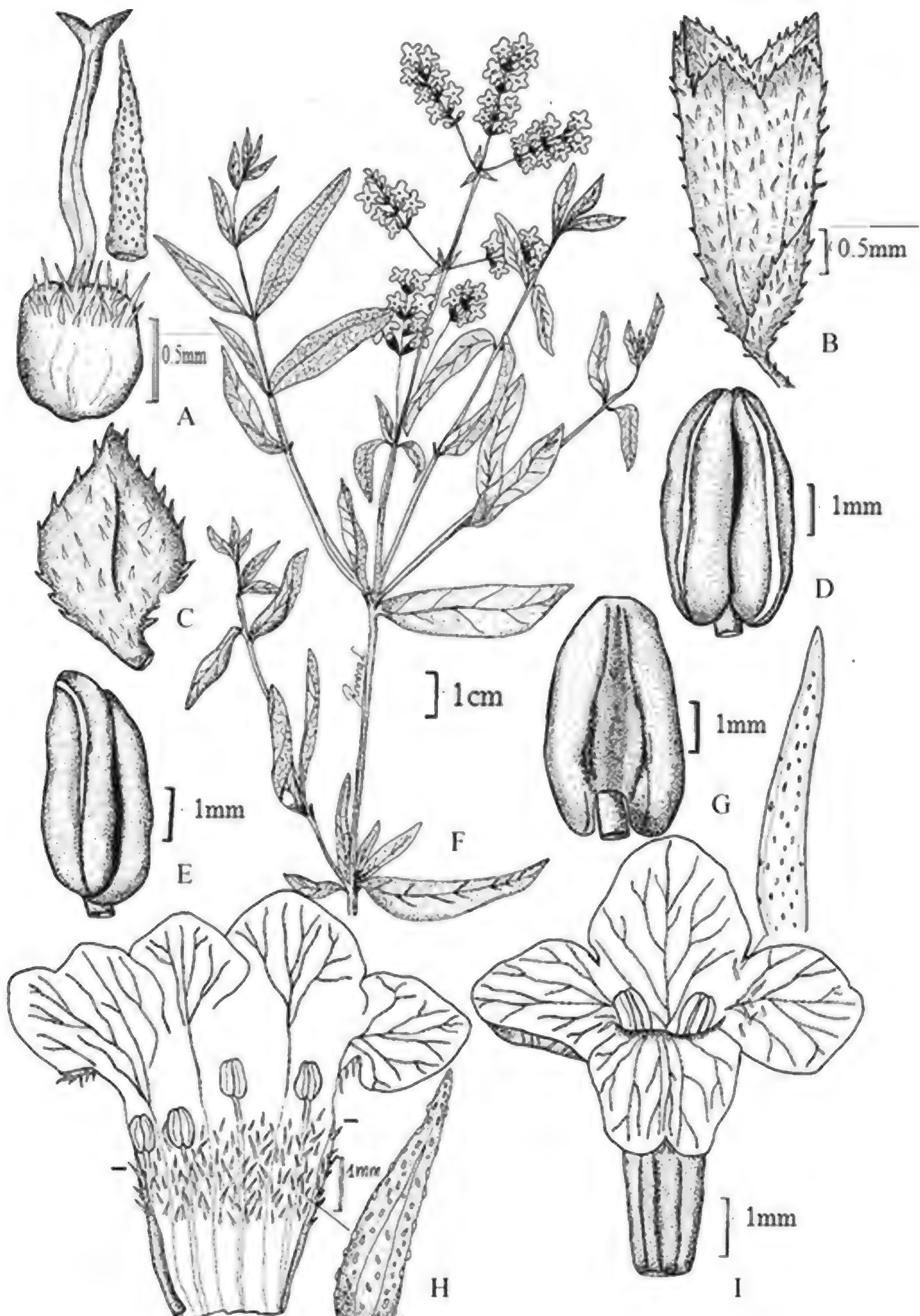


Fig. 6. *Aloysia triphylla* (L'Hér.) Britton. Gineceo; B. Cáliz; C. Bráctea; D. Antera en vista ventral; E. Antera en vista lateral; F. Rama florífera; G. Antera en vista dorsal; H. Corola desplegada; I. Corola cerrada. R. Rivera, S. Leiva, & F. Mejía, 005 (Dibujado por R. Rivera 005, HAO).

marrón–claro, ligeramente cuadrados, agrietamientos longitudinales, compactos, sin lenticelas, glabros, 2–2,5 cm diámetro en la base; tallos jóvenes, morado–oscuro en la superficie adaxial, morado–claro en la superficie abaxial, ligeramente cuadrados, glabrescente, algunos pelos simples transparentes dispersos. Hojas opuestas o ternadas; peciolo verde–oscuro, rollizo, glabrescente, pelos simples unicelulares transparentes mayor densidad en la superficie adaxial, 2–3 mm longitud; láminas lanceoladas, ligeramente escabrosas, verde-oscuro la superficie adaxial, verde–claro la superficie abaxial, agudas en el ápice, atenuadas en la base, enteras en los bordes, glabrescentes, rodeada por algunos pelos simples transparentes, (17-) 59–64 mm de largo por 17–28 mm de ancho; Flores 12–16 dispuestas espigas paniculadas terminales o axilares; pedúnculos ligeramente cuatro angulados, morado-oscuro en la superficie adaxial, verde en la superficie abaxial, glabrescente, rodeado por algunos pelos simples transparentes, 43–45 mm de longitud. Bráctea ligeramente triangular, verde–oscuro, glabrescente, rodeada por pelos simples unicelulares papilados transparentes no glandulosos en la superficie adaxial, glabrescente en la superficie abaxial, 8,8-9,2 mm largo por 0,8-1 mm ancho. Cáliz tubular, verde-claro, verde–oscuro preferentemente las nervaduras, pubescente, rodeado por una densa cobertura de pelos simples unicelulares papilados transparentes no glandulosos externamente, menor densidad interiormente, 2-2,2 mm diámetro en la antésis; 4–lobulado, lóbulos ligeramente triangulares, verde, borde ciliado, glabrescente, rodeado por una densa cobertura de pelos simples unicelulares papilados transparentes no glandulosos externamente, menor densidad interiormente, 1-1,2 mm largo por 0,6-0,8 mm ancho; tubo 3-3,2 mm largo por 1,3-1,5 mm diámetro. Corola tubular, hipocrateriforme, asimétrica, suculenta, lila–blanco externamente, lila–claro internamente, pubescente, 1/3 distal rodeado por una densa cobertura de pelos simples unicelulares papilados transparentes no glandulosos externamente, 1/3 distal rodeado por pelos simples unicelulares papilados transparentes glandulosos y no glanduloso interiormente, 5-7 mm diámetro en la antésis; 4-lobulado, lóbulos oblongos, lóbulo inferior bífido, reflexos, blancos, glabrescentes, rodeados por pelos simples unicelulares papilados transparentes no glandulosos externamente, menor densidad interiormente, 2,4-2,6 mm largo por 2,4-2,6 mm ancho; tubo 3-4 mm largo por 1,5-1,7 mm diámetro. Estambres 4, didínamos , insertos en la mitad distal del tubo corolino, inclusos o los superiores ligeramente exertos; superiores, filamento estaminal filiforme ampliándose ligeramente hacia el área basal, blanco, área libre, glabro, 0,2-0,3 mm longitud; área soldada, glabrescente, rodeados por pelos simples unicelulares papilados transparentes glandulosos y no glandulosos, 3,7-3,8 mm longitud; inferiores, filamentos estaminales filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, blancos, área libre, glabros, 0,2-0,3 mm longitud; área soldada, glabrescente, rodeada por pelos simples unicelulares papilados transparentes glandulosos y no glandulosos, 2,4-2,5 mm longitud; anteras oblongas, basifijas, inclusas, las superiores ligeramente exertas, amarillas, 1,2-1,4 mm de largo por 0,7-0,9 mm de diámetro. Ovario ligeramente oblongo, verde–claro, rodeado de pelos simples unicelulares papilados transparentes no glandulosos en el 1/3 distal, 0,3-0,4 mm largo por 0,2-0,3 mm diámetro; estilo incluso, morado, filiforme



Fig. 7. *Pitraea cuneato-ovata* (Cav.) Caro,. A. Corola cerrada; B. Corola desplegada; C. Rama florífera; D. Gineceo. (Dibujado por R. Rivera 006, HAO).

ampliándose hacia el área distal, 1,5-1,6 mm longitud; estigma bífido, morado, 0,7- 0,8 mm de diámetro. Esquizocarpo, rodeado por el cáliz persistente, dividiéndose en 2 mericarpios a la madurez.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Otuzco, Distrito Otuzco, huerto urbano, 2600 m, 6-V-1994, *J. Zavaleta 018* (HUT-N° 12298).

Distribución y ecología

Principalmente distribuida en Sudamérica. Comprende alrededor de 37 especies (Troncoso, 1974; Mabberley, 2008). En Perú habitan 16 especies, dos de ellas se registran para el Dpto. La Libertad (Brako & Zarucchi 1993; Ulloa, Zarucchi & León. 2003), se distribuye entre los 2200-2630 m de elevación en la Costa y Sierra (Mostacero *et al.*, 2002).

7. ***Pitraea*** Turcz (Fig. 7)

Bull. Soc. Imp. Naturalistes Moscou 35 (2): 328, 1863.

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Trujillo, campos de Mansiche, terreno arcilloso, cerca de una acequia, 11-XII-1947, *C. A. Ridoutt. Det. Por Sagástegui A.* 1988. (HUT-N° 0233).

Hierba, 0,10-0,65 m alto, ampliamente ramificada. Tallos con agrietamientos longitudinales, cuadrangulares, verdes. Hojas opuestas; peciolo, 15-20 mm; láminas ovadas o triangulares, agudas en el ápice, cuneadas en la base, glabras en ambas superficies, 55-75 mm largo por 22-25 mm ancho. Flores dispuestas en racimos espiciformes terminales; pedicelos 1-2,5 mm de longitud. Brácteas lanceoladas, 5-5,3 mm longitud. Cáliz cilíndrico-tubuloso, 2-3 mm diámetro en la antésis; 5–lobulado, lóbulo ligeramente triangular, 8-12 mm de largo. Corola hipocrateriforme, lila o blanca, 5-lóbulado, lóbulos ligeramente desiguales; tubo corolino 10-12 mm de longitud. Estambres 4, didínamos, estaminodio presente o ausente, inclusos, insertos en la mitad distal del tubo corolino; filamentos breves; anteras sub cordadas, basifijas, tecas sub paralelas, conectivo de las anteras superiores, gruesas. Ovario oblongo, glabro; estilo filiforme, incluso, recurvo en el ápice; estigma recurvo, papiloso. Esquizocarpo-sub carnoso, presenta un mesocarpio delgado.

Distribución y ecología

Género con 20 especies, que se distribuye en América, África e Indias Orientales. En América templada: Perú, Bolivia y Argentina. Habita en regiones secas y áridas. Género monotípico, representado por una sola especie: *P. cuneato-ovata* (Cav.) Caro, (Mabberley, 2008). En Perú se reporta la única especie y que vive en La Libertad (Brako & Zarucchi 1993).

8. ***Citharexylum*** L. (Fig. 8)

Sp. Pl. 2: 625, 1753 (1 mayo 1753)

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Otuzco. José Balta (cerca de Agallpampa). Borde de carretera, 2250 m, 7° 35′ 55,8″ S 78° 04′ 1,5″O; 04-IX-2009, *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía* 114 (HUT, HAO).

Arbusto aromático 2–2,5 m alto, ampliamente ramificado, espinas axilares, braquiblastos. Tallos viejos marrón–claro, ligeramente cuadrados, con agrietamientos longitudinales, compactos, rodeados por lenticelas, glabros, 1,5–2 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes, marrón–claro, ligeramente cuadrados, rodeados por lenticelas, glabros. Hojas simples opuestas, peciolo verde, rollizos, 4-4,2 mm longitud; láminas espatuladas, coriáceas, verde–

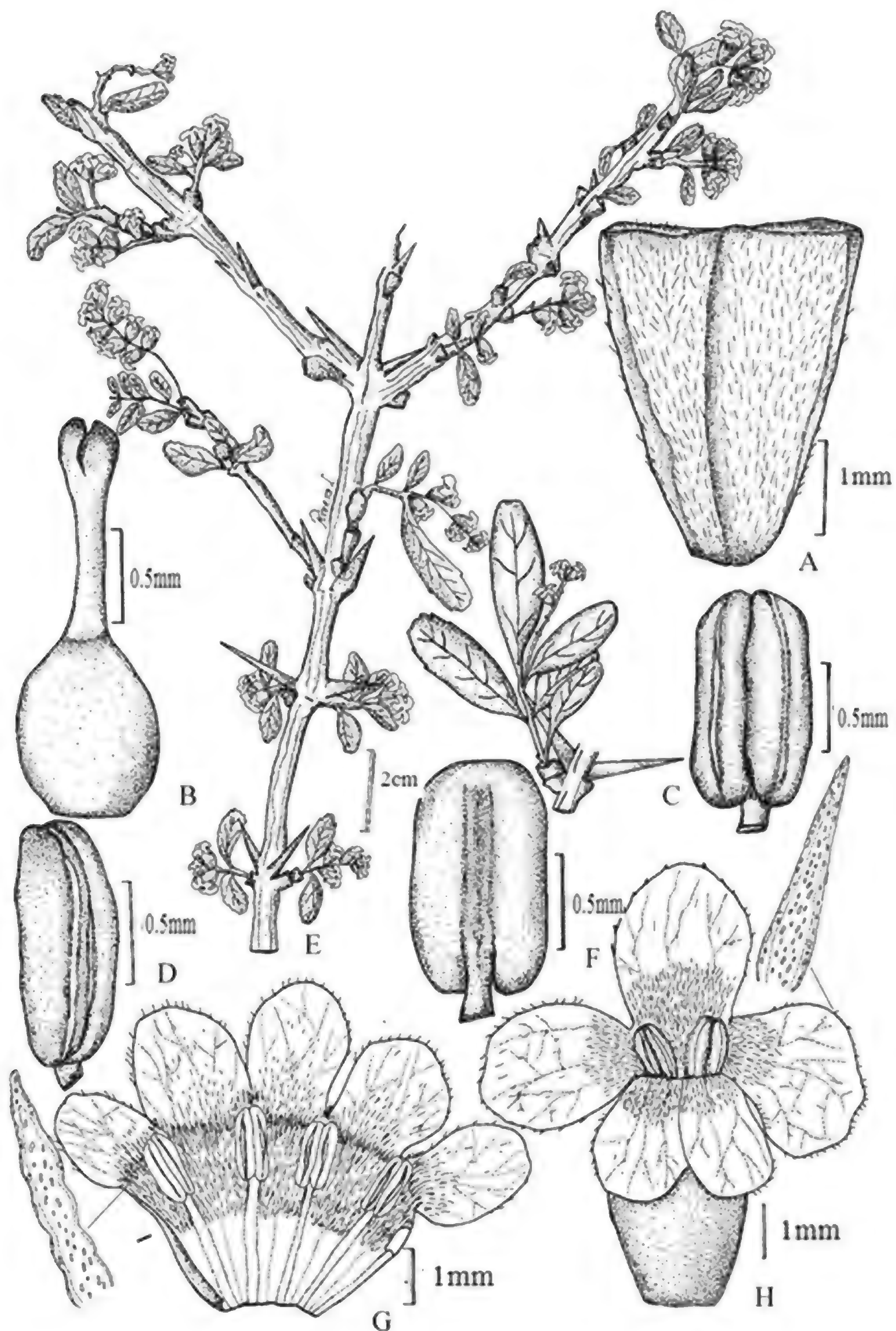


Fig. 8. *Citharexylum flexuosum* (Ruiz &Pav.) D. Don. A. Gineceo; B. Cáliz; C. Antera en vista ventral; D. Antera en vista lateral; E. Rama florífera; F. Antera en vista dorsal; G. Corola desplegada; H. Corola cerrada. R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía 006 (Dibujado por R. Rivera 007, HAO).

oscuro en la superficie adaxial, verde–claro en la superficie abaxial, redondeadas o truncadas en el ápice, cuneadas en la base, entero o dentadas en el tercio distal en los bordes, glabrescentes, pelos simples transparentes mayor densidad en la superficie adaxial, 2,6-2,8 cm largo por 0,9-1 mm ancho. Flores pequeñas 9–12 dispuestas en racimos axilares; pedúnculo, verde, ligeramente cuadrangular, glabrescente, 3-3,5 mm longitud; pedicelo verde, glabrescente, 0,25-0,3 mm de longitud. Sin brácteas. Cáliz tubular–campanulado, verde–oscuro externamente, verde–claro interiormente, pubescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados transparentes glandulosos y no glandulosos externamente, glabrescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados transparentes no glandulosos interiormente, 1,8-2 mm diámetro en la antésis; ligeramente 5–lobulado, lóbulos verdes, rodeados por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes externamente, glabrescentes, rodeados por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes interiormente, 0,6-0,8 mm largo por 0,5-0,7 mm ancho; tubo 3,5-3,8 mm largo por 1,8-1,9 mm diámetro. Corola tubular, hipocrateriforme, suculenta, amarillo–verdosa, externa e interiormente, glabra externamente, 1/2 distal del tubo corolino pubescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes interiormente, 5,1-5,3 mm diámetro en la antésis; 5–lobulado, lóbulos oblongos, revolutos en los bordes, amarillo–claro externamente, amarillo–oscuro interiormente, glabro externamente, glabrescente la ½ basal, rodeado por pelos simple unicelulares papilados no glandulosos interiormente al igual que en el borde, 2,7-3 mm largo por 2-2,1 mm ancho; tubo 6-6,3 mm largo por 1-1,2 mm diámetro. Estambres 4, a veces 5 ó 4, fértiles y un estaminodio, generalmente insertos casi a la misma altura o por arriba de la mitad distal del tubo corolino, ligeramente exertos; filamentos estaminales filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, blanco; área libre, glabra, 0,4-0,6 mm; área soldada, glabrescente, rodeada por pelos simples unicelulares papilados glandulosos transparentes, 1,8-1,9 mm de longitud; anteras oblongas, fijas dorsalmente, amarillas, sin apéndices, 1,2-1,5 mm largo por 0,3-0,5 mm diámetro. Ovario ovado, verde–claro, 0,3-0,4 mm largo por 0,2-0,3 mm diámetro; estilo terminal, incluso, morado, filiforme ampliándose hacia el área distal, 1,3-1,5 mm longitud; estigma, morado, capitado, ligeramente bífido, 0,6-0,8 mm diámetro. Drupa con mesocarpio carnoso con 2 pirenas óseas, 2-loculares y 2- seminadas.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Otuzco. José Balta (ruta hacia Agallpampa) 2300 m, 30-X-1993, *S. Leiva & P. Lezama 944. Det N. Hensold*, 2000 (HUT-Nº 28161)

Distribución y ecología

América tropical y subtropical, desde el Sur de Estados Unidos y México, Centro América e Indias Occidentales, hasta Argentina Central y Uruguay. Comprende unas 70 especies (Troncoso 1974; Mabberley, 2008). En el Perú, se habitan 24 especies, para La Libertad se registran 6 especies. (Brako & Zarucchi 1993; Ulloa, Zarucchi & León, 2003).

Nombre vulgar: "chama", "estrella", "turucasa", "huacrampi" (Mostacero, F. Mejía & Gamarra, 2002).

9. ***Duranta*** L. (Fig. 9 y 10 D)

Sp. Pl. 2: 637, 1753. (1 de mayo 1753).

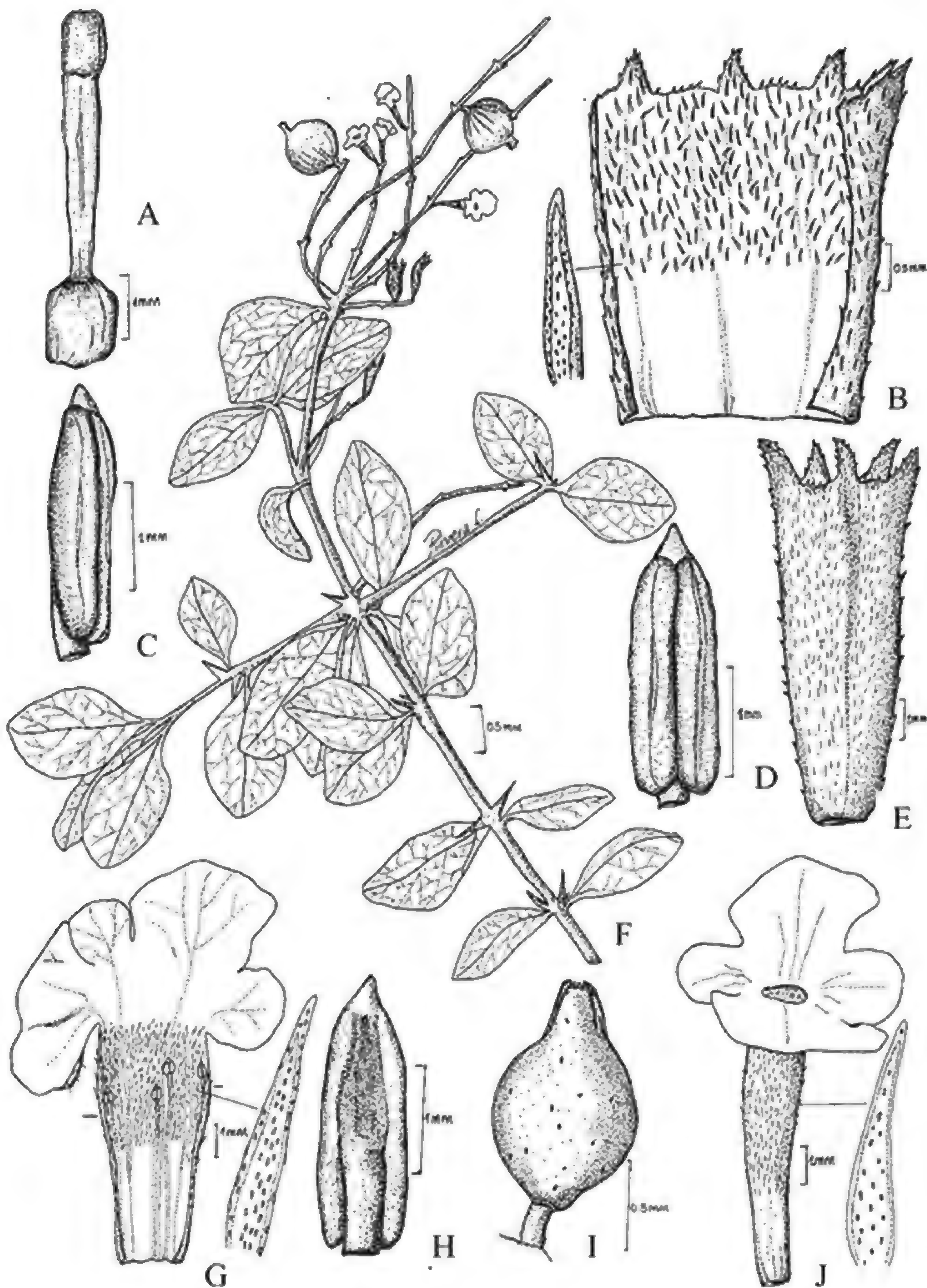


Fig. 9. *Duranta* L. A. Gineceo; B. Cáliz; C. Antera en vista lateral; D. Antera en vista ventral; E. Cáliz desplegado; F. Rama florífera; G. Corola desplegada; H. Antera en vista dorsal; I. Fruto; J. Corola cerrada. R. Rivera S. Leiva, & F. Mejía 007 (Dibujado por R. Rivera 008, HAO).

Material examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Santiago de Chuco, alrededores de Cachicadán, 2800 m. de elevación; 24-IV-2009 *R. Rivera, S. Leiva & F. Mejía 116* (HUT, HAO).

Arbusto 2–3 m alto, ampliamente ramificado, con espinas axilares. Tallos viejos marrón–claro, ligeramente cuadrados, con agrietamientos longitudinales, compactos, rodeados por lenticelas, glabros, 2–2,5 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes, marrón–claro, ligeramente cuadrados, rodeados por lenticelas, glabros. Hojas simples opuestas; peciolo rollizo, verde, 3-5 mm longitud; láminas elípticas, coriáceas, verde–oscuro en la superficie adaxial, verde–claro en la superficie abaxial, agudas en el ápice, cuneadas en la base, enteras en los bordes, glabras en ambas superficies, 3,5-4,5 cm largo por 1,8-2 mm ancho. Flores 20-31 dispuestas en racimos axilares o terminales, pequeñas; pedúnculo verde-oscuro, ligeramente cuadrangular, glabro, 12-14 mm longitud; pedicelo, rollizo, verde-oscuro, glabro, 1-1,2 mm de longitud. Sin brácteas. Cáliz tubular, marrón–oscuro externamente, marrón–claro interiormente, glabrescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes externamente, pubescente, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes interiormente, 4,7-4,8 mm diámetro en la antésis; 5–lobulado, lóbulos ligeramente triangulares, marrón-oscuro externamente, marrón-claro interiormente, pubescentes, rodeados por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes externamente, glabrescentes, rodeados por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes interiormente, 0,9-1 mm largo por 1-1,2 mm ancho; tubo 10-10,2 mm largo por 3,6-3,7 mm diámetro. Corola tubular, hipocrateriforme, levemente curvada, suculenta, cremoso–claro externa e interiormente, suculenta, pubescente la 1/2 distal, rodeada por pelos simples unicelulares papilados glandulosos y no glandulosos transparentes externamente, pubescente el 1/3 distal, rodeado por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes, 5,6-5,7 mm de diámetro en la antésis; 5–lobulado, lóbulos ligeramente cuadrangulares, blanco-cremosos externa e interiormente, glabrescentes, rodeados por pelos simples unicelulares papilados no glandulosos transparentes externa e interiormente; lóbulo superior, ligeramente cuadrangular, 4-4,2 mm largo por 2,3-2,5 mm ancho; lóbulos laterales, ligeramente rectangulares, 4,5-4,8 mm largo por 1,9-2,1 mm ancho; lóbulo inferior, ligeramente oblongo, 4,3-4,6 mm de largo por 2-2,3 mm ancho; tubo 13-14 mm largo por 0,9-1 mm diámetro. Estambres 4, didínamos, un estaminodio, generalmente insertos en la mitad del tubo corolino, inclusos; filamentos estaminales filiformes; superiores, área libre 0,2-0,3 mm de longitud; área soldada 5-5,2 mm de longitud; inferiores, área libre 0,2-0,3 mm de longitud; área soldada 4,3-4,5 mm de longitud; anteras alargadas, dorsifijas, verdes, sin apéndices, 1,1-1,2 mm de largo por 0,8-1 mm de diámetro. Ovario, oblongo, 1,1-1,3 mm largo por 0-1-1,1 mm diámetro; estilo, incluso, 3,2-3,5 mm longitud; estigma, capitado, 0,6- 0,8 mm diámetro. Drupáceo, con mesocarpio carnoso, pirenas óseas 4 (-5), 2-loculares y 2-seminadas.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Otuzco, Distrito Santiago de Chuco, en pendiente, 3200 m, 26-V-1958, *A. López & A. Sagástegui* S.N. (HUT-N° 2820)

Distribución y ecología

América tropical y subtropical, se extiende desde México e Indias Occidentales hasta Bolivia, N y NE de la Argentina. Género con 17 especies para el mundo, (Mabberley, 2008). En el Perú habitan 15 especies, para La Libertad se registran 3 especies (Brako & Zarucchi, 1993).

Agradecimientos

Mi gratitud al Prof. Mg. Segundo Leiva González, de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por brindarme la oportunidad de conocer la Botánica y por el asesoramiento desinteresado de este valioso trabajo. Mi reconocimiento al Dr. Freddy Mejía Coico de la Universidad Nacional de Trujillo, Perú, por los aportes realizados para la culminación de esta investigación.

Literatura Citada

Barriga, G. 1992. Flora Medicinal de Colombia Tomo II. 2ed. Editorial Tercer Mundo, Bogotá, Colombia. 495 pp.

Brako, L. & J. Zarucchi. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monogr. Sys. Bot. Missouri Bot. Garden. Vol 45.

Briquet, J. 1895. Verbenaceae. pp. 132-182, en Engler, A. & K. Prantl (eds.). Nat. Pflanzenfam. IV, 3a. Wilhelm Engelmann: Leipzig.

Erdtman, G. 1945. Pollen morphology and plant taxonomy. IV. Labiatae, Verbenaceae and Avicenniaceae. Svensk Bot. Tidsk. 39 (3): 279–285.

Fester, G.; E. Martinuzzi; J. Retamar & A. Ricciardi. 1961. Aceites esenciales de la República Argentina. Academia Nacional de Ciencias, Córdoba. 113 pp.

Gasquet, M.; E. Delmas; D. Timón; A. Keita; M. Guindo; N. Koita; D. Diallo & O. Doumbo. 1993 Evaluation in vitro and in vivo of a traditional antimalarial, Malarial-5. Fitoterapia, Milano, v. 64, p 423-426.

Gupta, M. 1995. 270 Plantas medicinales iberoamericanas. Programa Iberoamericano de Ciencias y Tecnología para el Desarrollo, CYTEC, Colombia. 576- 558.

Judd, W. *et al.* 2002. Plant systematics: a phylogenetic approach. 2. ed. Siauer Associates, 419 p.

Junell, S. 1934. Zur Gynäceummorphologie and Systematic der Verbenaceae und Labiaten Symb. Bot. Upsal. 4,217 pp. Upsala.

Klueger, P.; M. Daros; R. Silva; M. Farias; T. De Lima. 1997. Neuropharmacological evaluation of crude and semipurified extracts from *Lippia alba* Will N. E. Br. (Verbenaceae). *In*: International Joint Symposium: Chemistry, Biological and Pharmacological Properties of Medicinal Plants from the America. Poster Session, 2: B23.

López, A.; H. Rojas; M. Jiménez. 1979. Plants extracts withcytostatic properties growing in Cuba. Revista Cubana de Medicina Tropical, La Habana, v. 31, n. 2, p. 105-111.

Mabberley. D. 2008. Plant-book. A portable dictionary of plants, their classification and uses. Third edition.

Macbride, J. F. 1960. Verbenaceae. Pp. 609-721. Flora of Peru. Field Mus. Nat. Hist., Bot. ser. 13 (5/2).

Moldenke, H. 1959. Resumen of the Verbenaceae, Avicenniaceae, Stilbaceae, Symphoremaceae and Eriocaulaceae Of the world as to valid taxa, geographic distribution and synonymy, 425 pp.

Mostacero, J.; F. Mejia & T. Gamarra. 2002. Taxonomía de las fanerógamas útiles

del Perú. Concytec. Trujillo- Perú.

Prakash, A. & J. Rao. 1997. Botanical pesticides in agriculture. Division of entomology, Central Rice Research Institute. CRC. 461pp.

Ratera, E. & M. Ratera. 1980. Plantas de la flora argentina empleadas en medicina popular: Hemisferio Sur, Buenos Aires. 189 pp.

Sagástegui, A. & S. Leiva. 1993. Flora invasora de los cultivos del Perú. Concytec. Trujillo-Perú. Primera Edición.

Sanders, R. 2001.The genera of Verbenaceae in Southeastern United States Harvard Papers in Botany, Harvard, v. 5, n. 2, p. 303-358.

Slowing Barillas, K. V. 1992. Estudio de la Actividad Antiinflamatoria de Diversas Especies de la Flora de Guatemala. Faculdad de farmacia. Memoria Doctoral. Universidad Complutense de Madrid, Madrid.

Sousa, S. M. 2006. Bandeamiento Cromosómico en *Lippia alba.*

Stashenko, E. E.; B. E. Jaramillo & J. R. Martínez. 2003. Comparación de la composición química y la actividad antioxidante *in vitro* de los metabolitos secundarios volátiles de plantas de la familia Verbenaceae. Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Bogotá, v. 27, n. 105, p. 579-597.

Thiers, B. 2013. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium.

http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

Troncoso, N. S. 1974. Los Géneros de Verbenáceas de Sudamérica Extratropical. Darwiniana 18: 295-412.

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa Edición Especial Nov. 2004: 1–242.

ANEXO

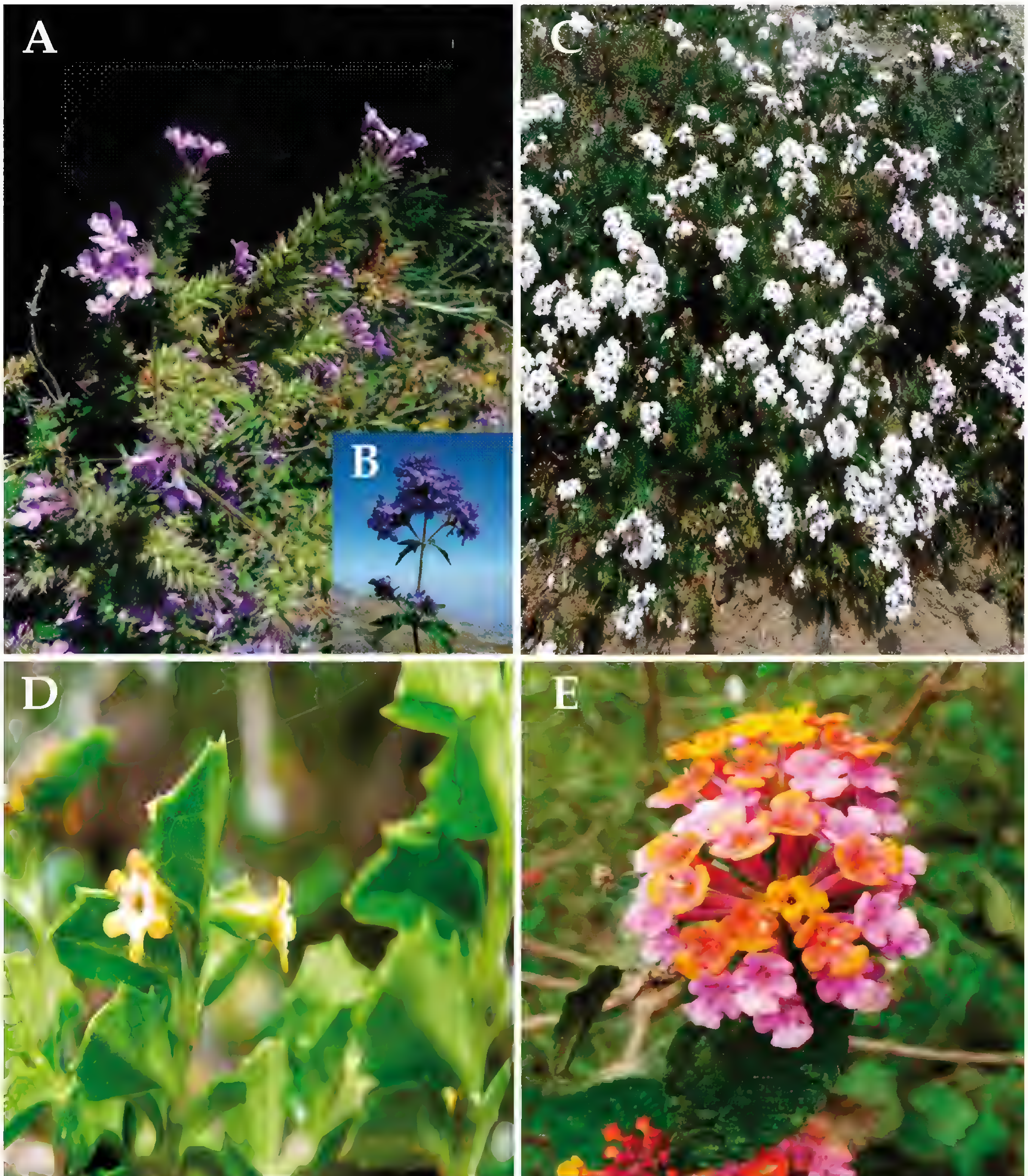
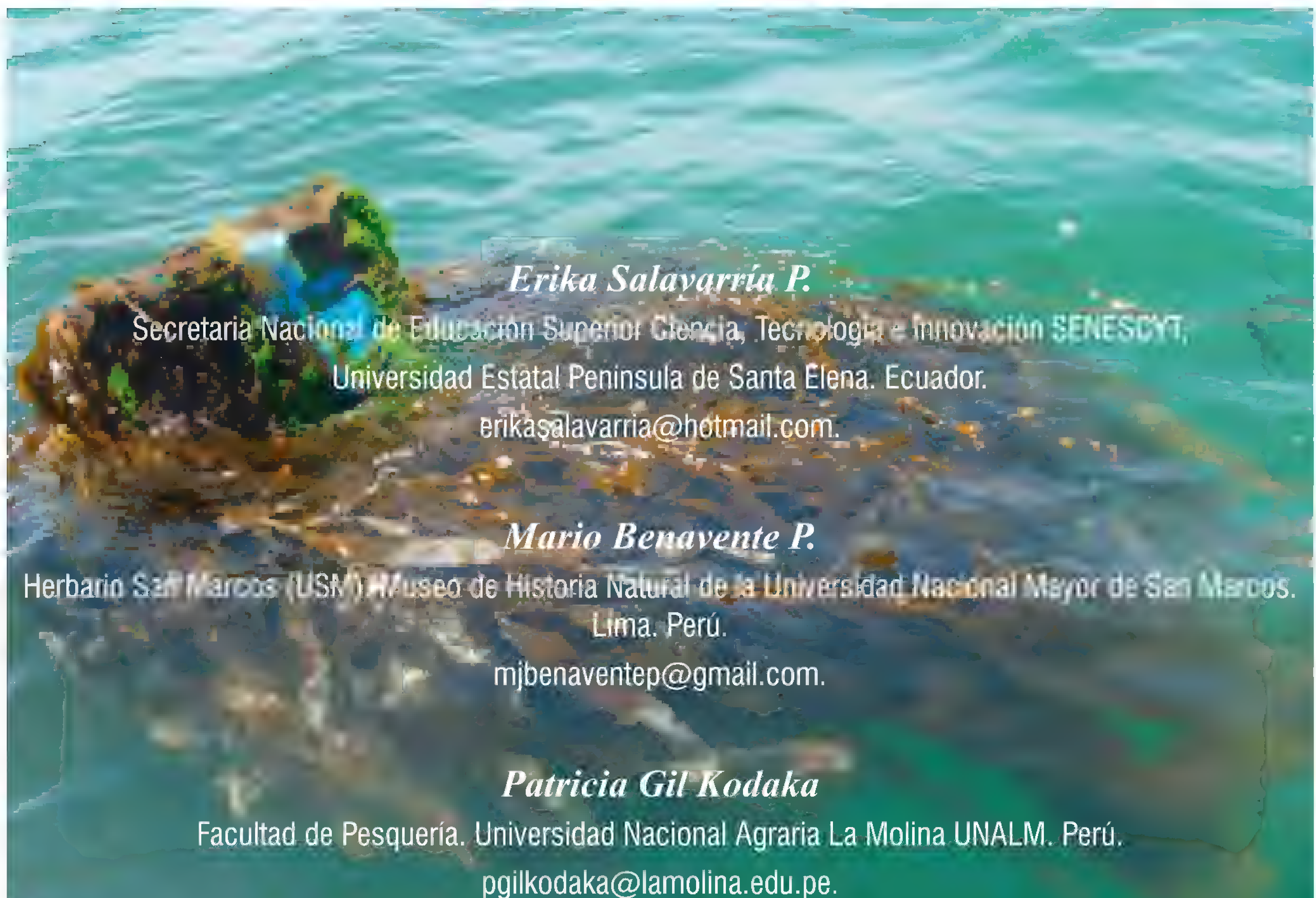


Fig. 10. A-B. Rama florífera e inflorescencia de *Verbena cuneifolia* Ruiz & Pav. C. Rama florífera de *Glandularia* Gmel. D. Inflorescencia de *Citharexylum flexuosum* (Ruiz &Pav.) D. Don, E. Inflorescencia *Lantana camara* L. (Fotografías S. Leiva, HAO).

Arnaldoa 21 (1): 69 - 80, 2014 ISSN: 1815-8242

Histología de *Macrocystis pyrifera* (Linnaeus) C. Agardh 1820 (Phaeophyceae: Laminariales) en la costa centro del Perú

Histology of *Macrocystis pyrifera* (Linnaeus) C. Agardh 1820 (Phaeophyceae: Laminariales) in the central coast of Peru



Erika Salavarría P.

Secretaria Nacional de Educación Superior Ciencia, Tecnología e Innovación SENESCYT,
Universidad Estatal Peninsula de Santa Elena. Ecuador.
erikasalavarria@hotmail.com.

Mario Benavente P.

Herbario San Marcos (USM). Museo de Historia Natural de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
Lima. Perú.
mjbenaventep@gmail.com.

Patricia Gil Kodaka

Facultad de Pesquería. Universidad Nacional Agraria La Molina UNALM. Perú.
pgilkodaka@lamolina.edu.pe.

Resumen

Se presenta la Histología de *Macrocystis pyrifera* (Linnaeus) C. Agardh 1820 (Phaeophyceae: Laminariales) en la costa centro del Perú. Una de las algas pardas más extensamente distribuidas en el mundo es *Macrocystis pyrifera*. Por las características morfológicas de los aerocistos, frondas y rizoide, se identificaron 4 ecomorfos: *Macrocystis pyrifera, Macrocystis integrifolia, Macrocystis leavis* y *Macrocystis angustifolia*. Actualmente, análisis moleculares determinaron una sola especie la más antigua: *M. pyrifera*. Este estudio tiene como objetivo presentar los resultados de un análisis histológico realizado en los ecomorfos de *M. pyrifera* y *M. integrifolia* de muestras colectadas en el centro del Perú. Se obtuvo muestras durante el mes de abril del 2012 en el Departamento de Ica, Distrito de Marcona. Fueron colectados porciones del rizoide, cauloide, filoide y neumatocistos de individuos juveniles, se hicieron cortes de aproximadamente 0,2 mm de muestras en fresco de los porciones colectadas en los ecomorfos para posteriormente realizar observaciones al microscopio óptico binocular. La estructura histológica de *M. pyrifera* y *M. integrifolia* son similares, los resultados obtenidos fueron comparados con trabajos histológicos realizados de especies taxonómicamente cercanas a *M. pyrifera.*

Palabras clave: Histología, *Macrocystis pyrifera,* costa centro del Perú.

Abstract

Present the Histology of *Macrocystis pyrifera* (Linnaeus) C. Agardh 1820 (Phaeophyceae: Laminariales) in the central coast of Perú. *Macrocystis pyrifera* is one of the most widely distributed brown algae in the world. Based on the morphological features of holdfast (rhizoid), fronds and aerocysts four ecomorphs namely *Macrocystis pyrifera, Macrocystis integrifolia, Macrocystis leavis* and *Macrocystis angustifolia* was identified. Recently, molecular analyses determined that the species *M. pyrifera* is the oldest one. In this study the histological analysis of ecomorphs *M. pyrifera* and *M. integrifolia* collected from central Peru is presented. Samples were obtained during the month of April 2012 from the Department of Ica, Marcona District. Lots of young rhizoids, cauloide, fronds, and aerocysts was collected, cut into pieces of about 0,2 mm and later observed in optical microscope. It was found that the histological structure of *M. pyrifera* and *M. integrifolia* are similar and the results obtained were compared with taxonomically close species *M. pyrifera.*

Key Words: Histology, *Macrocystis pyrifera*, central coast of Peru.

Introdución

Las grandes algas pardas o *kelps* se caracterizan porque su cuerpo vegetativo se encuentra diferenciado y es análogo a las plantas superiores, en su morfología se distinguen claramente un rizoide en forma de disco o grampon que alcanza hasta 40 cm de diámetro y 35 cm de altura que cumple la función de fijar el alga a un sustrato. Del rizoide surgen uno o varios estipes o cauloides cilíndricos, flexibles, de ramificación dicotómica, parecidos a tallos que dan origen a muchos filoides o frondas generalmente aplanadas, lanceoladas, rugosas, con márgenes dentados que semejan a hojas, que llegan a medir 70 cm de largo por 30 cm de ancho. En la parte basal del filoide presentan a manera de peciolo de una hoja un aerocistos o neumatocistos basal de forma piriforme llenas de aire que permiten que la gran masa de alga flote en la columna de agua. Los filoides o frondas cercanas al disco basal de fijación se dividen sin formar aerocistos de flotación ni alargar el estípite; sin embargo, en su superficie se formarán manchones extensos de esporangios. Las esporas darán origen a talos microscópicos con sexos separados: los femeninos con un oogonio grande inmóvil y los masculinos con espermatozoides

flagelados pequeños. Un organismo maduro puede tener 40 o más frondas en diferentes estados de crecimiento (juveniles, adultas, senescentes). *Macrocystis* es de color café verdoso o amarillo parduzco. La planta completa sobrepasa los 30 m (Hauenstein & González, 1994) y se adhiere fuertemente a los fondos rocosos mediante sus rizoides o discos de fijación formando extensas praderas una vez que las frondas alcanzan la superficie. (Fig. 1).

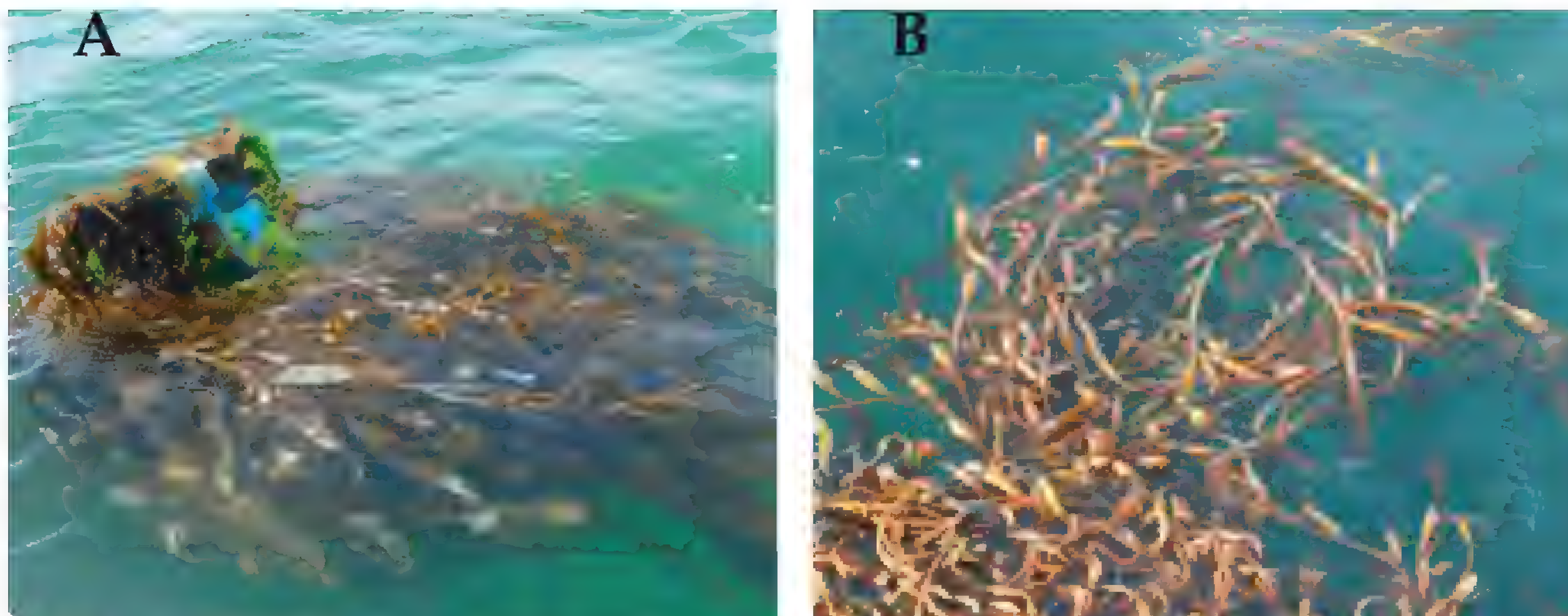


Fig. 1. Organismos adultos en estado natural: A. *Macrocystis pyrifera* y B. *M. integrifolia*. San Juan de Marcona y Bahía Independencia. Ica.

Una de las algas pardas más extensamente distribuidas en el mundo es *M. pyrifera* Agardh (1820) y forma densos bosques tanto en el hemisferio norte como en el sur, comparables a los bosques terrestres. Por las características morfológicas de los aerocistos, frondas y rizoide, se identificaron 4 ecomorfos: *M. pyrifera, M. integrifolia, M. leavis* y *M. angustifolia.* Actualmente, análisis moleculares determinaron una sola especie: *M. pyrifera* (Demes *et al.*, 2009; Macaya & Zuccarello, 2010; Astorga *et al.*, 2012), la más antigua. *M. pyrifera* posee una distribución que ha sido reportada principalmente a lo largo de las costas del Pacífico de América del Norte (México, Norte de Baja California y Alaska) y del Sur (Perú hasta Cabo de Hornos) (Alveal, 1995), Sudáfrica, Australia, Nueva Zelanda (Druehl, 2000); en Chile se distribuye desde Tocopilla (28°S) (Levring, 1960) hasta el Cabo de Hornos (55°S) (Ramírez & Santelices, 1991; Hoffmann & Santelices, 1997; Buschmann *et al.*, 2004), sus poblaciones forman cordones contínuos paralelos a la costa hasta 100 metros, habitando en áreas protegidas y semi protegidas del oleaje.

Las especies se caracterizan por formar densos bosques submarinos (Candia *et al.*, 1979; Palacios & Mancilla, 2003), crecen fijas al sustrato rocoso mediante un grampon o disco de fijación formando extensos cinturones costeros en el sur de Argentina y Chile (Barrales & Lobban, 1975; Santelices & Ojeda, 1984; Dayton, 1985) constituyendo la mayor reserva mundial de alginatos, proporcionando importancia económica. Desde el punto de vista ecológico, *Macrocystis* puede dar soporte a 40 o más de 275 especies en común (Beckley & Branch, 1992; Vásquez *et al.*, 2001; Graham, 2004). Evidenciando su rol ecológico en los ecosistemas donde habita.

Estudios anatómicos de otras Laminariales como *Lessonia nigrescens,* en uno de sus cauloides muestran tres zonas internas diferentes: a) meristodermo

compuesto por pocas capas de células pequeñas, b) corteza con células parenquimatosas y poliédricas y c) médula compuesta por filamentos ramificados rodeados por abundante matriz intercelular. Los filamentos de la médula son de diversos tipos, entre ellos se han identificado hifas que se originan generalmente en sentido transversal y filamentos trompetas; estos últimos dispuestos en dirección longitudinal, ramificados y de mayor tamaño que las hifas (Scrosati, 1993). Acosta, 1976 realizó un estudio histológico en *Macrocystis pyrifera* y determinó en un corte transversal del rizoide algunas similitudes con los caracteres de *Lessonia nigrescens;* encontró que las células de la zona cortical son alargadas de aspecto rectangular. La presencia de gránulos pardos amarillentos era muy abundante en las primeras capas; observó inclusive en la primera hilera o células fotosintéticas y desde la primera hasta la tercera capa de células corticales. En la vista microscópica no observó la diferenciación de una zona medular. En un corte transversal del cauloide notó cuatro hileras de células meristodérmicas pequeñas de forma cúbica y simetría radial, con abundante cromatóforos pequeños, externamente protegidos por cutículas. Hacia la zona interna observó las células de la corteza externa de mayor tamaño y de contorno poligonal. Entre éstas se ubicaban en forma esparcida los canales o cavernas mucilaginosas de tamaño pequeño (Fig. 2)

En la zona centro y sur del Perú los *kelps* se encuentran representados por la familia Lessoniaceae y Laminariaceae. Evaluación de la biomasa de poblaciones y distribución vertical de Lessonia trabeculata fue realizada en Ilo Perú. (Benavente & Aguirre, 1991) En la actualidad, se evalúa la distribución, concentración estado de las poblaciones y las pesquerías de las principales especies de macroalgas pardas de esta zona. (Zavala, 2011). Estos estudios constituyen estrategias para la conservación de los *kelp* por su importancia ecológica debido a que otros recursos hidrobiológicos cohabitan en ellas, por su importancia ambiental a causa de su capacidad de absorción frente a metales pesados y por su importancia económica porque son el sustento de las comunidades costeras del centro, sur del Perú y norte de Chile. Este estudio tiene como objetivo presentar los resultados de un análisis histológico realizado en los ecomorfos de *M. pyrifera* y *M. integrifolia* de muestras colectadas en el centro del Perú. Estos resultados fueron comparados con trabajos histológicos realizados de especies taxonómicamente cercanas a *Macrocystis pyrifera.*

Material y métodos

Colecta y tratamiento de las muestras.- Como parte de las colectas no sistemáticas para una tesis de maestría en Ecología Aplicada de la Universidad Nacional Agraria La Molina UNALM, se obtuvo muestras durante el mes de abril del 2012 en el Departamento de Ica, Distrito de Marcona, en tres estaciones: Una en la zona intermareal ubicadas en Punta San Juanito (S 15º14’43.2’’ W 75º15’31.9’’) y dos estaciones submareales en Bahía San Nicolás (S 15º13’58.1’’ W 75º13’18.5’’) y Los Bancos (S 15º14’59.0’’ W 75º13’18.4’’). Las muestras de *Macrocystis* se identificaron de acuerdo a sus características morfológicas principalmente sobre la base del rizoide y frondas.

Fueron colectados porciones del rizoide, cauloide, filoide y neumatocistos de individuos juveniles de los ecomorfos de *M. pyrifera* y *M. integrifolia.* Luego de su recolección, las muestras se limpiaron con agua de mar eliminando epífitas o

epibiontes, se preservaron en agua de mar y almacenó en hielo hasta su traslado al Laboratorio del herbario en el Museo de Historia Natural de la Universidad Mayor de San Marcos, se hicieron cortes de aproximadamente 0,2 mm de muestras en fresco de los porciones colectadas en los ecomorfos, para posteriormente realizar observaciones al microscopio óptico binocular marca OHAUS.

Resultados

En un corte transversal del cauloide de *Macrocystis integrifolia,* se pudo reconocer una zona cortical interna formada por células de tipo parenquimáticas, cumpliendo la función de un parénquima de reserva, de forma poliédricas sin un patrón de distribución ordenado (Fig. 3a); otra zona, la medular que presentó una placa cribosa formada por tubos cribosos que se entrecruzan y se observaron más densos en el centro del corte debido a la abundante matriz intercelular.

Al realizar un corte transversal del neumatocisto o aerocisto de *M. integrifolia,* se observó capas de células de mayor tamaño de forma poliédricas formando la zona cortical externa, así como la presencia de cavidades mucilaginosas a manera de poros dispuestos al azar. No se observó una zona medular (Fig. 3b).

Al observar un corte transversal del filoide en *Macrocystis pyrifera*, se reconoció una parte externa, el meristodermo, constituido por capas delgadas de células pequeñas y con mayor número de pigmentos o gránulos café-amarillentos en abundantes cromatóforos; además, de una pared celular gruesa (Fig. 3c); a continuación se observó capas de células de mayor tamaño de forma rectangular y poligonales sin una disposición definida, éstas células presentaban paredes celulares más gruesas que las células de la capa del meristodermo y formaban la zona cortical o células corticales; seguido aparece la zona medular de menor grosor y conformada por estructuras filamentosas que proporcionan una apariencia entrelazada y compacta, éstas estructuras filamentosas son las comúnmente conocidas como hifas, formadas de las células corticales internas, otros filamentos son los llamados filamentos trompetas de mayor tamaño que las hifas, y constituyen áreas cribosas (Fig. 3d). Las observaciones con mayor aumento, 100x y 400x, permitieron identificar claramente la zona medular en un corte transversal del cauloide de *Macrocystis integrifolia* (Fig. 4a); las cavidades mucilaginosas en un corte transversal de un aerocisto de *M. integrifolia* (Fig. 4b) y tres zonas definidas: meristemo (Fig. 4c), zonas corticales y medular (Fig. 4d) en los cortes transversales de filoides en muestras de tejido de *Macrocystis pyrifera.*

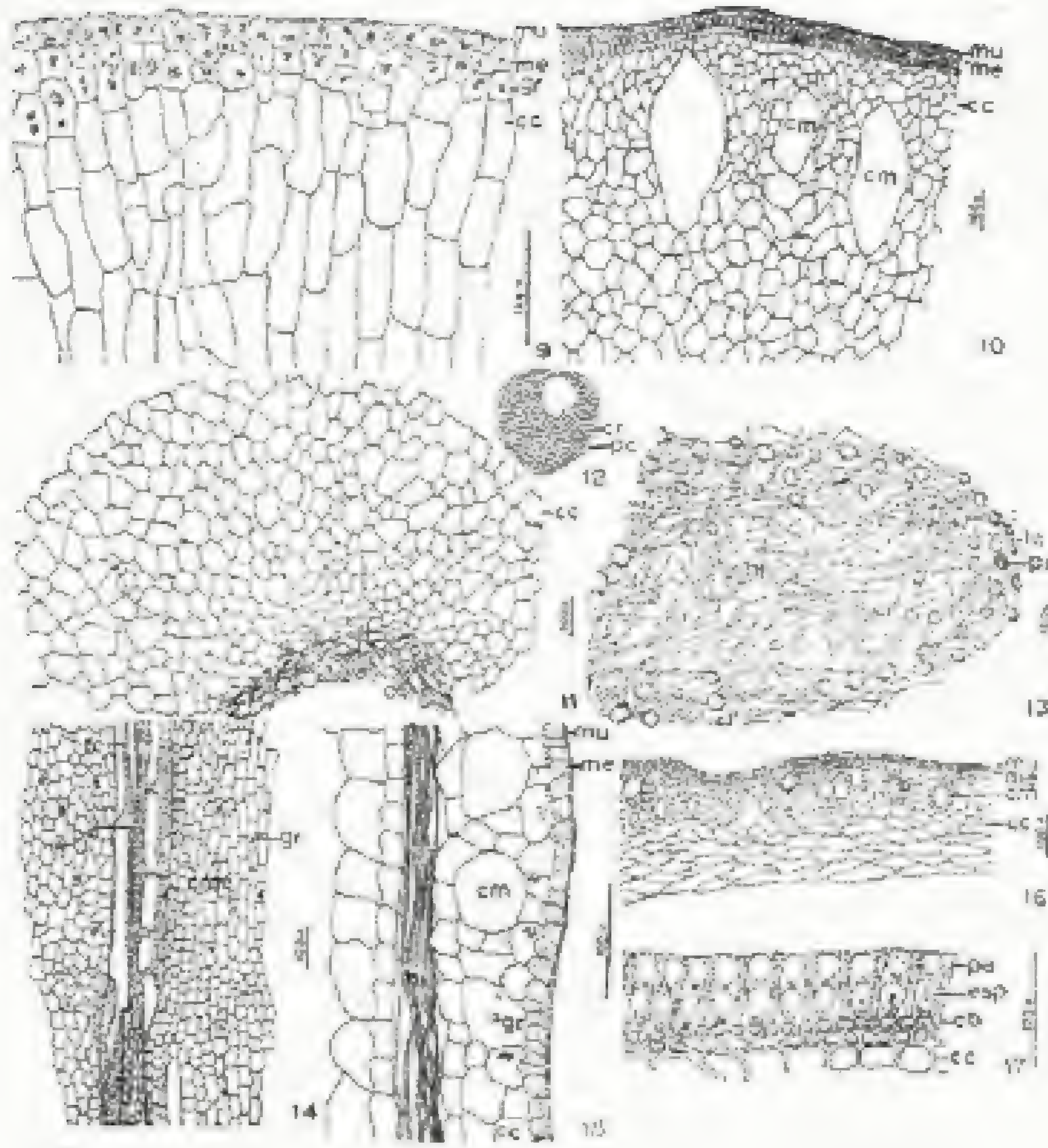


Fig. 2. Histología de *Macrocystis pyrifera* var. humboldtii (Benpl.) Hook & Harvey. 9. Corte transversal de rizoide; 10. Corte transversal de cauloide, zona cortical externa; 11. Corte transversal del cauloide, zona cortical interna; 12. Placa cribosa; 13. Corte transversal del cauloide, zona medular; 14. Corte longitudinal del cauloide; 15. Corte transversal del filoide; 16. Corte transversal del neumatocisto; 17. Corte transversal de esporangio. (Fuente: Acosta, 1976).

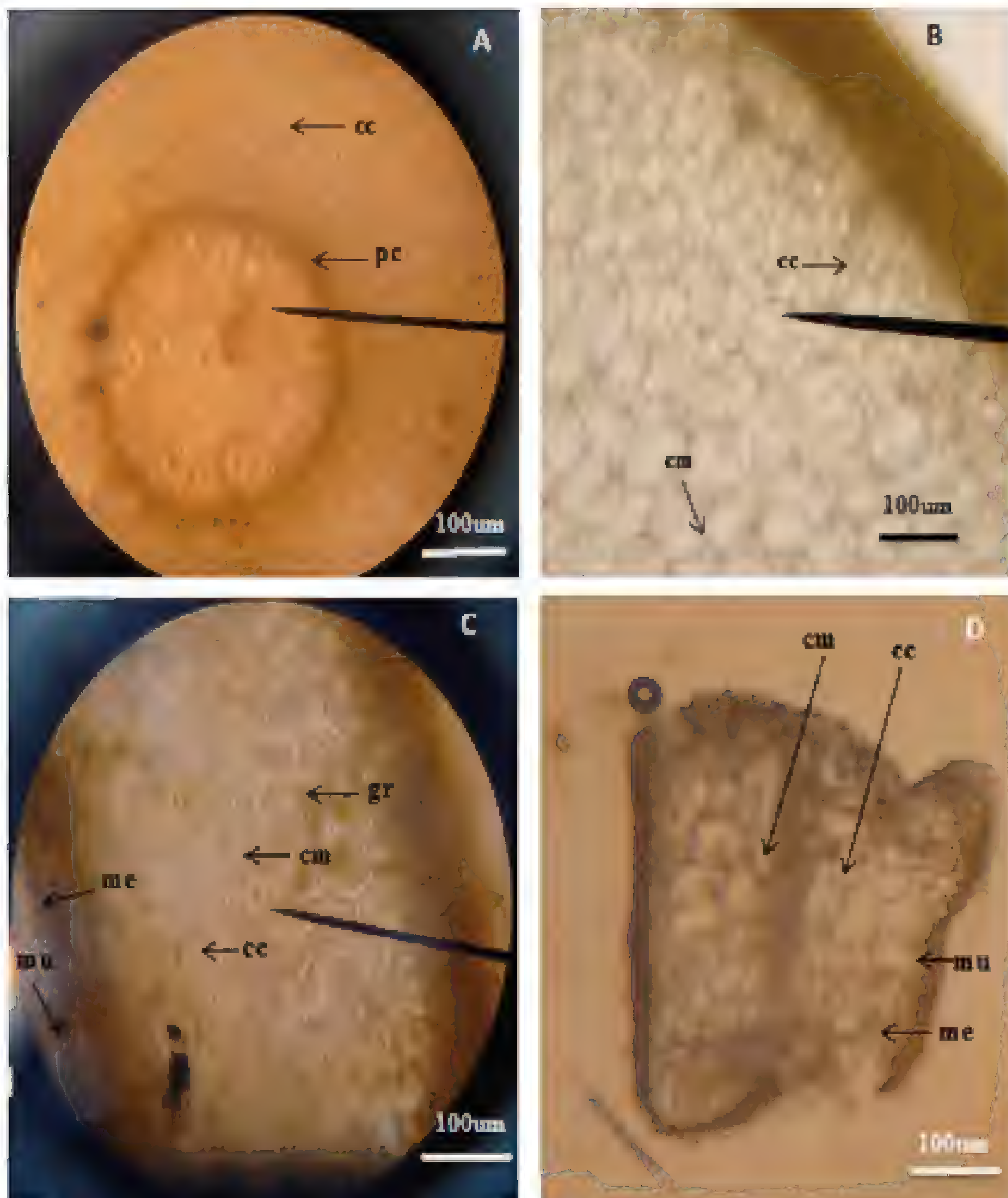


Fig. 3. Cortes histológicos de *M. integrifolia* y *M pyrifera*. Abreviaturas usadas en las fotografías: mu: capa de mucilago; me: células meristemáticas; cc: célula cortical; cm: cavernas mucilaginosas; gr: gránulos; pc: placa cribosa.;A. Corte transversal del cauloide de *M. integrifolia,* zona cortical interna. Lente 10x; B. Corte transversal del neumatocisto de *M. integrifolia.* Lente 40x; C. Corte transversal del filoide de *M. pyrifera*. 10x; D. Corte transversal de filoide de *M. pyrifera*. Lente 4x. Observación en estado fresco. Escala aproximada 100µm.

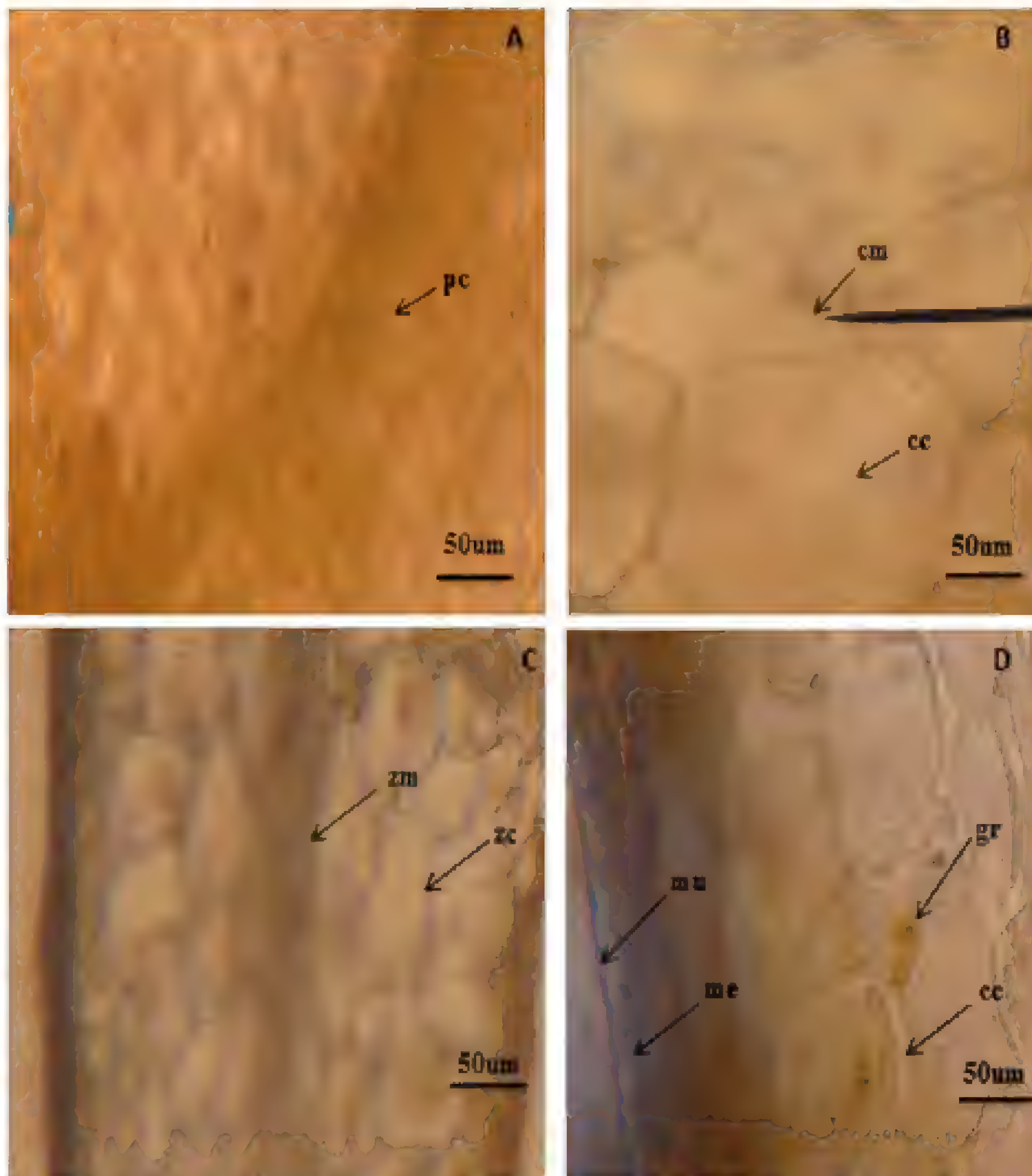


Fig. 4. Cortes histológicos de *M. integrifolia* y *M. pyrifera*. Abreviaturas usadas en las fotografías: mu: capa de mucílago; me: células meristemáticas; cc: célula cortical; cm: cavernas mucilaginosas; gr: gránulos; pc: placa cribosa; zc: zona cortical; zm: zona medular. A. Corte transversal del cauloide, zona medular de *M. integrifolia*.100x; B. Corte transversal del neumatocisto de *M. integrifoli*a. 400x; C. Corte transversal del filoide de *M. pyrifera.* 100x; D. Corte transversal de filoide de *M. pyrifera.* 400x. Observación en estado fresco. Escala aproximada 50µm.

Discusión y conclusiones

La estructura histológica de *M. pyrifera* y *M. integrifolia* es similar a la analizada en otros géneros de Laminariales como *Lessonia nigrescens* (Scrosati, 1993); *Laminaria saccharina* (Smith, 1939). La pared con células en disposición concéntrica rodeadas por una matriz intercelular amorfa, es definida como pared celular tipo III (Kloareg & Quantrano, 1988) reportada para *L. nigrescens* (Scrosati, 1993) y presente en este análisis.

Este estudio confirma en *M. pyrifera* la alta organización de la zona medular, representada por una placa cribosa constituida por estructuras filamentosas (Parker & Huber, 1965); reportada para *Nereocystis* (Nicholson, 1976) y *Laminaria saccharina* (Sideman & Scheirer, 1977). Las Laminariales presentan hifas que se originan a partir de células corticales internas, característica propia del orden (Sykes, 1908; Nicholson, 1976; Sideman & Scheirer, 1977), lo cual se evidenció en este análisis.

Se observó la presencia de filamentos trompeta que forman las placas o tubos cribosos, los cuales fueron definidos como filamentos cribosos medulares (Esau, 1969); están asociados al transporte de sustancias orgánicas e inorgánicas a lo largo del talo y característico del orden Laminariales (Smith, 1939; Schmitz, 1990; Penot, 1992). El sistema de filamentos de la zona medular, hifas y filamentos trompetas, cumplen la función de estructuras traslocadoras (Nicholson, 1976; Scrosati, 1993).

Agradecimientos

Al Ing. Gunter Villena, de Peruvian Seaweeds (PSW) y al Instituto del Mar del Perú IMARPE por la logística facilitada, durante la tesis de maestría, para la colecta de las muestras en San Juan de Marcona y Bahía Independencia, respectivamente. Al Herbario del Museo de Historia Natural de la Universidad Mayor de San Marcos UMSM en Lima. A la Secretaria Nacional de Educación Superior Ciencia, Tecnología e Innovación SENESCYT. Programa "Academia 2010" (Ecuador) por el financiamiento recibido como parte de una beca Doctoral en Ciencias e Ingeniería Biológicas PDCIB de la Universidad Nacional Agraria La Molina UNALM. Perú.

Literatura citada

Acleto, C. 1986. Algas marinas del Perú de importancia económica. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. N°. 5. 107 p. (Serie de divulgación).

Acleto, C. & R. Zúñiga. 1998. Introducción a las algas. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. I Edición. Lima. Perú. 383 p.

Acosta, J. 1976. Estudio anatómico de tres especies de Phaeophyceae. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Museo de Historia Natural "Javier Prado". Departamento de Botánica. Serie de Divulgación N°. 6. Lima. Perú.

Agardh, C. A. 1820. Species of algae have been duly noted, with synonymous specific differences and concise descriptions. Vol 1. Part 1. Lund. Berling. 168 p.

Alveal, K. 1995. Manejo de algas marinas. En: Alveal, K., Ferrario, M., Oliveira, E. & Sar, E. (Eds.) Manual de Métodos Ficológicos. Ediciones Universidad de Concepción, Concepción. 825-863 p.

Barrales, H. & C. Lobban. 1975. The comparative ecology of *Macrocystis pyrifera* with emphasis in the forest of Chubut, Argentina. Journal of Ecology 63: 657-677.

Beckley, L. E. & G. M. Branch. 1992. A quantitative scuba-diving survey of the

sublittoral macrobenthos at subantarctic Marion Island. Polar Biology 11: 553-563.

Benavente, M. & G. Aguirre. 1994. Evaluación de la Biomasa de Poblaciones de *Lessonia trabeculata* (Phaeophyta, Laminariales) del Puerto de Ilo, Perú. Rev. investig. Cient. Tecnol. Ser. Cienc. Mar. 3: 94-98. Iquique. Chile

Buschmann, A. H.; J. A. Vásquez; P. Osorio; E. Reyes; L. Filún; M. C. Hernández-González & A. Vega. 2004. The effect of water movement, temperature and salinity on abundance and reproductive patterns of *Macrocystis* spp. (Phaeophyta) at different latitudes in Chile. Marine Biology 145: 849-862.

Candia, A.; H. Romo; K. Alveal & V. Dallarossa. 1979. Cultivo unialgal de *Macrocystis pyrifera* (L) C. Agardh de la Bahía de Concepción, Chile. Rickia 8: 75-83.

D'Ambrogio de Argueso, A. 1986. Manual de Técnicas en Histología Vegetal. Ed. Hemisferio Sur. Buenos Aires. 88 p.

Dayton, P. K. 1985. The structure and regulation of some South American kelps communities. Ecological Monograph 55: 447-468.

Druehl, L. 2000. Pacific Seaweeds, A guide to common seaweeds of the west coast. The Canada Council Fort the Arts Since, Canada. 93 p.

Esau, K. 1969. The phloem. *In* Linsbauer, K. (Ed.) Handbuch der Pflanzenanatomie. 5 (2): 263-271. Ed. Gebruder Borntraeguer. Berlin.

Graham, M. H. 2004. Effects of local deforestation on the diversity and structure of Southern California giant kelp forest foods webs. Journal Ecosystems 7: 341-357.

Hauenstein, E. & M. González. 1994. Biología de las algas y plantas acuáticas. Manual de actividades prácticas. Universidad Católica de Temuco. Chile.

Hoffmann, A. J. & B. Santelices. 1997. Flora Marina de Chile Central. Ediciones Pontificia Universidad Católica de Chile, Santiago. 434 p.

IMARPE (Instituto del Mar del Perú). 2012. Estudios sobre macroalgas pardas en el sur del Perú. 2011- 2015. Volumen Extraordinario. Setiembre. Callao, Perú. 200 p.

Izquierdo, J. L.; I. Pérez-Ruzafa & T. Gallardo. 1997. An anatomical study of *Laminaria ochroleuca* (Laminariales, Phaeophyta). Nova Hedwigia. 64: 51-66.

Kloareg, B, & R. Quantrano. 1988. Structure of the cell walls of marine algae and ecophysiological functions of the matrix polysaccharides. Oceanogr. Mar. Biol. Annu. Rev. 26: 259-315.

Levring, T. 1960. Contributions to the marine algal flora of Chile. Reports of the Lund University Chile Expedition. 1948-1949 p.

Nicholson, N. L. 1976. Anatomy of the medulla of *Nereocystis*. Botany Marine. 19: 23-31.

Palacios, M. & A. Mansilla. 2003. Desarrollo de gametofitos y esporofitos de *Macrocystis pyrifera* (L.) C. Agardh (Laminariales: Lessoniaceae) de la Región de Magallanes en condiciones de laboratorio. Anales del Instituto de la Patagonia Ex Serie Ciencias Naturales 31: 43-63.

Parker, B. C. & J. Huber. 1965. Translocation in *Macrocystis* II. Fine structures of the sieve tubes. Journal Phycol I. 172-179.

Penot, L. 1992. Le transport a longue distance chez les grandes algues–Acquis et perspectives- Cryptogamie. Algologie 13

(3): 197-224.

Ramírez, M. & B. Santelices. 1991. Catálogo de las algas marinas bentónicas de la costa temperada del Pacífico de Sudamérica. Monografías Biológicas. N°5. Facultad de Ciencias Biológicas de la Pontificia Universidad Católica de Chile.

Santelices, B. & F. Ojeda. 1984. Effects of canopy removal on the understory algal community structure of coastal forest of *Macrocystis pyrifera* from Southern South America. Journal Marine Ecology Progress 14: 165-173.

Scrosati, R. A. 1993. Anatomical Study on *Lessonia nigrescens* (Phaeophyceae, Laminariales) from Chile. Darwiniana. 32: 271-278.

Schmitz, K. & R. Kühn. 1982. Fine structure, distribution and frequency of plasmodesmata and pits in the cortex of *Laminaria hyperborea* and *L. saccharina*. Planta, 154 (5): 385-392.

Schmitz, K. 1990. Algae. *In*: Behenke, H. D & R. D. Sjolund. (eds). Sieve elements. Ed. Springer, Verlag. Berlin. Heidelberg. 1-18 p.

Sideman, E. J. & D. C. Scheirer. 1977. Some fine structural observations on developing and mature sieve elements in the brow algae *Laminaria saccharina*. American Journal of Botany. 64: 649-657.

Smith, A. I. 1939. The comparative histology of some of the Laminariales. American Journal of Botany. 26 (8): 571-585.

Sykes, M. G. 1908. Anatomy and histology of *Macrocystis pyrifera* and *Laminaria saccharina*. Annals Bot. 22: 291-325.

Tovey, D. J. & B. L. Moss. 1978. Attachment of the haptera of *Laminaria digitata* (Huds) Lamour. Journal Phycology. 17 (1): 17-22.

Vásquez, J. A.; D. Véliz & L. M. Pardo. 2001. Biodiversidad bajo las grandes algas. *In* Sustentabilidad de la Biodiversidad: Un problema actual, bases científico-técnicas, teorizaciones y perspectivas, K. Alveal & T. Antezana (eds.), Concepción: Universidad de Concepción, 293-308 p.

Zavala, J. 2011. Macroalgas pardas y su uso sostenible. Ministerio del Ambiente MINAM, Instituto del Mar del Perú IMARPE. Dirección General de diversidad Biológica–MINAM. Dirección de Investigaciones de Recursos Demersales y del Litoral. 16 p.

Arnaldoa 21 (1): 81 - 90, 2014 ISSN: 1815-8242

Metabolitos secundarios y efecto antibacteriano *in vitro* del extracto hidroetanólico de las flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas"

Secondary metabolites and *in vitro* antibacterial effect of hydroethanolic extract of the flowers of *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Sacred Flower of the Incas"



Marilú Roxana Soto Vásquez
Laboratorio de Farmacognosia. Facultad de Farmacia y Bioquímica. Universidad Nacional de Trujillo.
Av. Juan Pablo II s/n. Trujillo-Perú
msoto@unitru.edu.pe

Karina Soto Vásquez
Área de Microbiología. Hospital Belén de Trujillo. Jr. Bolívar Nº 350. Trujillo, Perú.
karinasotovasquez@gmail.com

Alejandra Serrano Bringas
Facultad de Farmacia y Bioquímica. Universidad Nacional de Trujillo. Av. Juan Pablo II s/n. Trujillo-Perú
alesita_2cute4u@hotmail.com

Resumen

El presente trabajo estuvo orientado a determinar los metabolitos secundarios y el efecto antimicrobiano *in vitro* del extracto hidroetanólico de las flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas". El material vegetal fue recolectado de la Provincia de Otuzco, Región La Libertad, Perú. Se preparó el extracto hidroetanólico de las flores mediante maceración con etanol de 70% y se realizó el tamizaje fitoquímico del extracto. Los metabolitos secundarios encontrados fueron catequinas, lactonas, triterpenos y esteroides, saponinas, compuestos fenólicos, taninos, quinonas, flavonoides y antocianidinas. La actividad antibacteriana *in vitro*, se evaluó mediante el método difusión en pozos, a concentraciones de 0,5 mg/mL, 1,0 mg/mL y 1,5 mg/mL del extracto, las cuales inhibieron el crecimiento bacteriano de las cepas *Escherichia coli* ATCC 25922, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 y *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, siendo la concentración de 1,5 mg/mL la que presentó mayor porcentaje de inhibición frente a las cepas estudiadas.

Palabras clave: Extracto hidroetanólico, *Cantua buxifolia*, efecto antibacteriano.

Abstract

The present study was oriented to determine the secondary metabolites and *in vitro* antimicrobial effect of hydroethanolic extract of the flowers of *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Sacred Flower of the Incas". The plant material was collected from the province of Otuzco, La Libertad Departament, Peru. The hydroethanolic extract of flowers was prepared by maceration with ethanol at 70% and phytochemical screening of the extract was performed. The secondary metabolites found were catechins, lactones, triterpenes and steroids, saponins, phenolics compounds, tannins, quinones, flavonoids, and anthocyanins. The antibacterial activity *in vitro*, was evaluated using the well diffusion method at concentrations of 0,5mg/mL, 1,0 mg/mL and 1,5 mg/mL of extract, which inhibited the growth of bacterial *Escherichia coli* strains ATCC 25922, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853 and *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, the concentration of 1,5 mg/mL was the highest percentage of inhibition against the strains studied.

Key words: hydroethanolic extract, *Cantua buxifolia*, antibacterial effect.

Introducción

Uno de los temas más preocupantes para la comunidad científica internacional, es la constante emergencia de cepas bacterianas refractarias a uno o más antibacterianos, lo que constituye, en la actualidad, un problema de salud pública de alcance mundial (OMS, 2001)

La ascendente ocurrencia y diseminación de la resistencia bacteriana, ha generado un incremento en la mortalidad, morbilidad y asociados a la atención médica a pacientes que padecen infecciones, sobre todo de tipo intrahospitalario. No obstante, las medidas preventivas como el mejoramiento en cuanto a la prescripción y uso de los antibióticos, el manejo de los mismos en ambientes hospitalarios, entre otras; las bacterias cada vez se hacen más resistentes a estos, creando así, la urgente necesidad de buscar nuevas alternativas terapéuticas para el manejo de cepas bacterianas resistentes a múltiples antibióticos (Ramírez & Mojica, 2014).

En respuesta a la necesidad de conseguir alternativas eficaces para el control de las infecciones bacterianas, se ha recurrido a la fitoquímica y fitofarmacología, que a partir de fuentes naturales, han logrado ampliar el arsenal terapéutico encontrando nuevas

moléculas (Ávila *et al.*, 2006). Así, a pesar del gran avance logrado por la síntesis química, las plantas continúan siendo una valiosa fuente de sustancias bioactivas con propiedades antibacterianas (Nascimento *et al.*, 2000), esto debido a que éstas producen más de 100 000 metabolitos secundarios, muchos de los cuales pueden ser agentes antibacterianos (Domingo & López, 2003).

Cantua buxifolia Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) conocida comúnmente como "Flor Sagrada de los Incas", "flor nacional del Perú", "cantúa", es una especie oriunda de los andes de Bolivia y Perú (León, 2003). Es un arbusto perenne muy ramificado y de aspecto muy vistoso que mide entre los 2 y 3 m de alto. Sus hojas son ásperas de forma lanceolada-elípticas, flores de forma tubular, muy llamativas por sus colores rusticas así como: blanco, amarillo, rosado y rojo-intenso, (ver anexo: Fig. 2). La *C. buxifolia* se desarrolla de manera silvestre o cultivada principalmente en las zonas andinas de Bolivia y Perú entre los 1200-3800 m de elevación. En la actualidad, existen plantaciones en diferentes partes del Perú como en Cuzco, Ancash, Cajamarca, Matucana, Huánuco, Puno, Apurímac, entre otros lugares del país (Brako & Zarucchi, 1993).

Se usa en la medicina tradicional para combatir la diarrea, tos, ictericia y la inflamación de los ojos. Asimismo, se utiliza en infusión y decocción de las flores como un efectivo antidiarréico, antirreumático, febrífugo y antitusígeno (Macía *et al.*, 2005; Huamantupa *et al.*, 2011). Existen trabajos de investigación donde mencionan que los géneros *Cantua, Huthia, Gilia, Langloisia, Navarretia* y *Linanthus* de la familia Polemoniaceae presentan flavonoides comúnes (kaempferol, quercetina, miricetina), 6-metoxiflavonoles (patuletina, eupalitina, eupatolitina y C-glicosilflavonas (apigenina y luteolina base) (Smith *et al.*, 1977). Asimismo, se han reportado investigaciones de la actividad antibacteriana, antimicótica y antifúngica (contra dermatofitos) en especies *Ipomopsis aggregata* var. *aggregata* y *Loeselia mexicana* (Lam.) Brand, que pertenecen a la misma familia de la *Cantua buxifolia* (Navarro *et al.*, 2011). No existe reportes, sobre la actividad antibacteriana de la planta en estudio, por lo que, se pretende validar científicamente el uso tradicional, para lo cual se planteó el objetivo de determinar los metabolitos secundarios y su efecto antimicrobiano *in vitro* del extracto hidroetanólico de las flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas".

Material y métodos

Recolección del material vegetal

Las flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas", fueron recolectadas del Distrito de Otuzco, Provincia, Otuzco, Región La Libertad, Perú, a 2641 m de elevación, entre las coordenadas geográficas Latitud Sur: 7º54'10" y Latitud Oeste de Greenwich: 78º34'20". La identificación de la especie fue realizada por el Biólogo Eric Rodríguez Rodríguez, a quien le expresamos nuestro agradecimiento, y un ejemplar de la planta fue depositada en el *Herbarium Truxillense* (HUT), de la Universidad Nacional de Trujillo con número de depósito de 53463.

Preparación del extracto

Se pesó 50 g de flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas" y se maceraron con 400 mL de etanol al 70% durante una semana a temperatura ambiente. El extracto hidroetanólico se filtró con papel Whatman N° 2. Luego se evaporó el solvente en

rotavapor a 40 °C hasta obtener una consistencia semisólida, la cual se secó en una estufa, con recirculación de aire a 40 °C. A continuación, se pesó el extracto seco y se guardó en refrigeración a 2 °C en frasco de vidrio de color ámbar estéril.

Tamizaje fitoquímico

Luego de la preparación del extracto, se realizaron diferentes ensayos con reacciones químicas de identificación, mediante cambios de color o formación de precipitados, para determinar la presencia de metabolitos secundarios: catequinas, lactonas (Baljet), triterpenos y esteroides (Liebermann-Burchard), saponinas (espuma), flavonoides (Shinoda), compuestos fenólicos (cloruro férrico), taninos (gelatina), alcaloides (Dragendorff, Mayer y Wagner), quinonas (Borntrager), antocianidinas (Rosemhein), cardenólidos (Kedde) presentes en el extracto (Miranda & Cuellar, 2002).

Evaluación del efecto antibacteriano

Se empleó la técnica de difusión en pozos de agar basada en el método de Kirby-Bauer modificado.

Microorganismos

Se trabajó con tres cepas bacterianas patógenas tipificadas, dos bacterias Gram positiva: *Staphylococcus aureus* (ATCC 25923) y *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC 27853) y una bacteria Gram negativa: *Escherichia coli* (ATCC 25922) proporcionadas por el Hospital Belén de Trujillo, Perú.

Preparación de la muestra

A partir del extracto hidroetanólico seco de las flores de *Cantua buxifolia*, se pesó por separado 5 mg, 10 mg y 15 mg y, se redisolvió con 10 mL de dimetilsulfóxido (DMSO), obteniéndose las siguientes concentraciones 0,5 mg/mL, 1,0 mg/mL y 1,5 mg/mL.

Reactivación de las cepas

Las cepas *Escherichia coli* ATCC 25922, *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853, *Staphylococcus aureus* ATCC 25923, que estuvieron en reserva criogénica mantenidas a -80 °C fueron reactivadas en caldo triptisoya y se incubaron durante 16 horas a 37°C.

Luego se tomó una asada de cada microorganismo y se ajustó con solución salina fisiológica al Patrón de Turbidez de Mac Farland N° 0.5 (10^8 UFC/mL) (Abad, 2009).

Siembras en placas

Se procedió a la siembra en tres placas de Petri para cada microorganismo. En cada una de estas, se colocó 20 mL de Agar Müeller-Hinton. Solidificado cada agar, se sembraron los microorganismos respectivos sobre la superficie de este, y se hisoparon uniformemente, girando cada placa 30 grados por 10 veces aproximadamente. Las placas recién sembradas fueron colocadas en una estufa a 37°C de temperatura durante 10 minutos.

Preparación de los pozos de agar

Sobre las placas sembradas, se realizaron 5 perforaciones de 11 mm de diámetro, con un sacabocado y se sellaron con 0,1 mL del mismo agar, para evitar la dispersión de los extractos.

Aplicación de los extractos, del control y del blanco

Posteriormente, se colocaron en cada pozo, con ayuda de una micropipeta 200 µL, el extracto hidroetanólico de *Cantua buxifolia* a diferentes concentraciones (0,5 mg/mL, 1,0 mg/mL y 1,5 mg/mL), el control (gentamicina 10 µg/mL) y el blanco (DMSO). Cada pozo fue marcado con su

respectiva identificación. Para lograr una mayor difusión de las muestras se dejó reposar por unos minutos a temperatura ambiente, se selló con parafilm y se incubó las placas a 37 °C, por un periodo de 24h.

Evaluación del efecto del extracto hidroetanólico:

La evaluación del efecto antibacteriano, se realizó midiendo con una regla milimetrada los halos de inhibición de las bacterias tanto del control, de las muestras y del blanco. Y se determinó el porcentaje de inhibición de los extractos aplicando la siguiente fórmula (Carrillo *et al.*, 2010; Villanova, 2011):

$$\% \text{ Inhibición} = \frac{(\text{Diámetro de la muestra (mm)- Diámetro del blanco })}{(\text{Diámetro del control (mm)- Diámetro del blanco})} \text{ X } 100$$

Donde:

Diámetro del blanco = Halo de inhibición de DMSO en mm

Diámetro del control = Halo de inhibición de gentamicina en mm

Análisis estadístico

Los resultados correspondientes a 3 ensayos independientes se expresaron como el promedio ± error estándar medio y analizados mediante análisis de varianza de una vía (ANOVA), seguido de Tukey post hoc para comparaciones múltiples. Valores de $p < 0,05$ se consideraron significativos.

Resultados y discusión

En la Tabla 1 se muestran los resultados del tamizaje fitoquímico realizado al extracto hidroetanólico de las flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas", donde se observa la alta variabilidad de compuestos presentes en la especie como: catequinas, lactonas, triterpenos y esteroides, saponinas, compuestos fenólicos, taninos, quinonas, flavonoides y antocianidina. Estos resultados, concuerda con otro estudio, donde se realizó la identificación preliminar de metabolitos secundarios en los extractos acuoso, acuoso ácido, etanólico y diclorometano de las flores de *Cantua buxifolia* mediante la "Prueba de la Gota de Olga Lock Ugaz" encontrándose los mismos metabolitos (Sánchez &Vega, 2012).

Se pudo verificar que la diversidad de metabolitos secundarios presentes en la especie *Cantua buxifolia* pueden justificar el uso tradicional atribuido a dicha planta en la cura de diversas afecciones (Macía *et al.*, 2005; Huamantupa *et al.*, 2011). La alta y moderada presencia de saponinas, antocianidinas, compuestos fenólicos, flavonoides, quinonas y taninos, alertan sobre la posible actividad antibacteriana de la especie.

En relación al efecto del extracto hidroetanólico, en la tabla 2, se observa que las concentraciones (0,5 mg/mL, 1,0 mg/mL y 1,5 mg/mL) del extracto de las flores de *Cantua buxifolia* al difundir en el medio produce una gradiente de concentración, suprimiendo el crecimiento bacteriano en una zona circular alrededor del pozo, la medida del diámetro del halo se considera como poder inhibidor del extracto contra las bacterias *P. aeruginosa*, *E. coli* y *S. aureus* y que dicho efecto aumenta a medida que se incrementa la concentración. Al aplicar la prueba de Análisis de Varianza Unidireccional (ANOVA) y Tukey post hoc se encontraron diferencias estadísticas significativas ($p<0,05$), es decir, el

Tabla. 1: Metabolitos secundarios en el extracto hidroetanólico de flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas".

Metabolitos secundarios	Ensayo	Identificación	Intensidad
Catequinas	Catequinas	+	++
Lactonas	Baljet	+	+
Triterpenos y/o esteroides	Liebermann-Burchard	+	++
Saponinas	Espuma	+	+++
Compuestos fenólicos	Tricloruro Férrico	+	++
Taninos	Gelatina	+	+
Quinonas	Borntrager	+	+
Flavonoides	Shinoda	+	++
Cardenólidos	Kedde	-	-
Antocianidina	Rosemhein	+	+++
Alcaloides	Dragendorff	-	-
	Mayer	-	-
	Wagner	-	-

INTENSIDAD: (+): poca; (++): moderada; (+++): alta;

IDENTIFICACIÓN: (+): presencia (-): ausencia

Tabla. 2: Diámetro promedio del halo de inhibición (mm) del extracto hidroetanólico de las flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas" y el control (gentamicina 10 µg/mL) frente a *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus*, *in vitro*.

Microorganismo	Halo de inhibición (mm) Extracto hidroetanólico			Control	Blanco
	0.5mg/mL	1.0mg/mL	1.5mg/mL	Gentamicina 10ug/mL	DMSO
	$\bar{x}$± D.E.	$\bar{x}$± D.E.	$\bar{x}$± D.E.	$\bar{x}$± D.E.	
Pseudomonas aeruginosa					
ATCC 27853	12,0±0.5	15,3±0.6	21,3±0.6	25,0±0.5	0
Escherichia coli					
ATCC 25922	13,3±0.6	16,3±0.8	21,7±0.5	31,3±0.7	0
Staphylococcus aureus					
ATCC 25923	15,3±0.5	20,6±0.7	28,3±0.6	29,3±0.6	0

$\bar{x}$± D.E: Promedio del halo de inhibición de 3 placas y desviación estándar.

$p<0{,}05$ comparado con el grupo control positivo (test de ANOVA y Tukey post hoc).

efecto es directamente proporcional a la concentración.

Asimismo, el compuesto de referencia (Gentamicina 10 µg/mL) presentan halos de inhibición que, según, la NCCLS para estos compuestos frente a estos microorganismos ensayados, estarían catalogados como sensibles (National Committee for Clinical Laboratory Standards, 1999); mientras que el blanco (DMSO) no presenta halos de inhibición, lo que indica la inocuidad del solvente frente a estos microorganismos.

La Fig. 1, muestra los porcentajes de

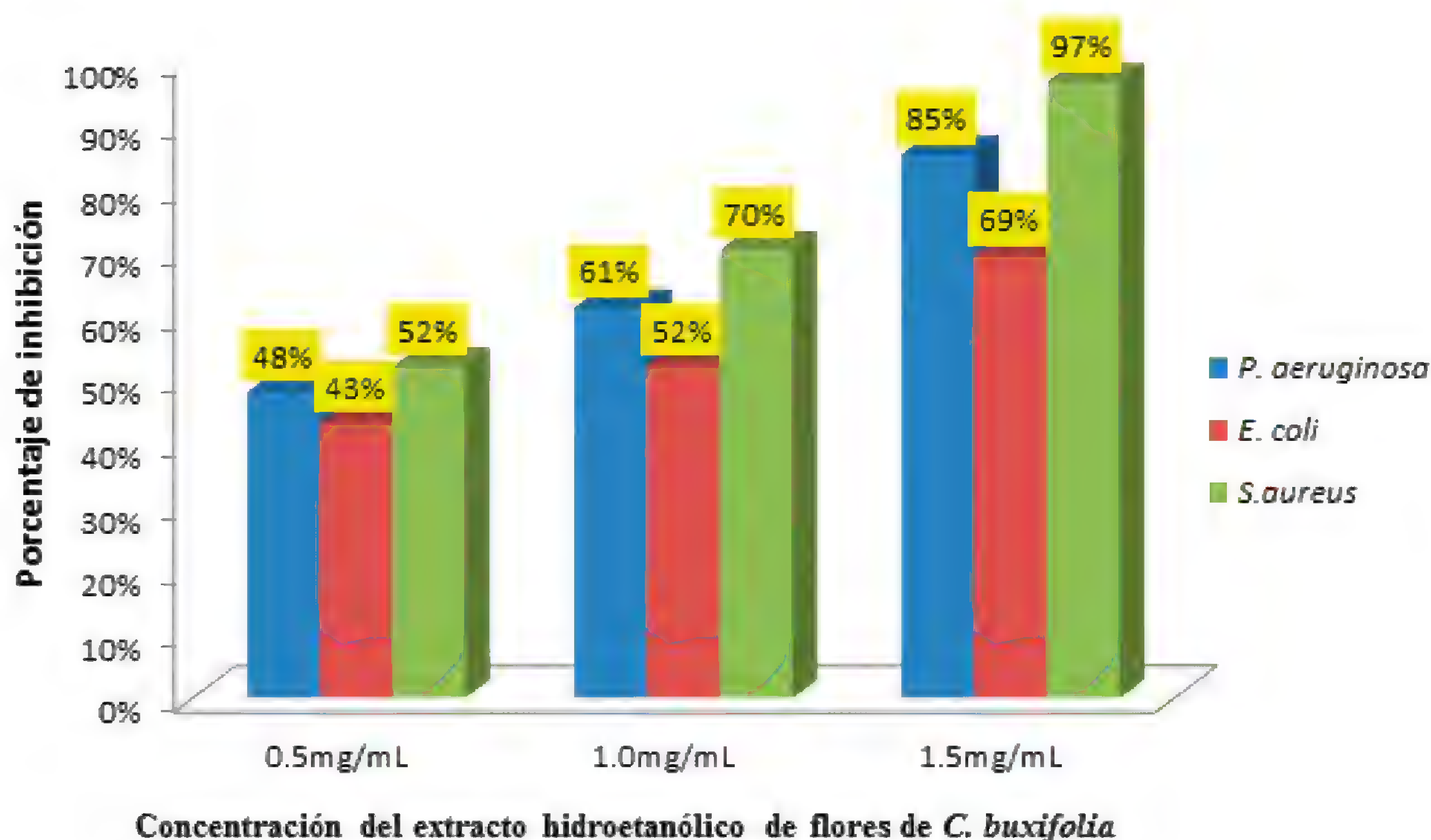


Fig. 1. Porcentaje de inhibición del extracto hidroetanólico de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas" frente a *Pseudomonas aeruginosa, Escherichia coli* y *Staphylococcus aureus, in vitro.*

inhibición del extracto hidroetanólico de las flores de *Cantua buxifolia* los cuales fueron de 48%, 61% y 85% para *P. aeruginosa*; 43%, 52% y 69% para *E. coli.*; y 52%, 70% y 97% para *S. aureus*, a las dosis de 0,5mg/mL, 1,0 mg/mL y 1,5 mg/mL respectivamente. Una acción antibacteriana se considera alta cuando su porcentaje de inhibición relativo es >70%, intermedia entre el 50-70% y baja cuando es <50% (Ramírez & Díaz, 2007). En consecuencia, a la dosis de 1.5 mg/mL el extracto presentó actividad alta para *P. aeruginosa* y *S. aureus* e intermedia para *E. coli.*

Si bien es cierto, no existen trabajos previos de índole antibacteriana con respecto en *Cantua buxifolia*, existen otros trabajos de investigación de especies de plantas de la misma familia en estudio, donde se menciona que la especie *Phlox maculata* L. (Polemoniaceae) presentó actividad antibacteriana frente a *E. coli* y *S. auriginosa* con halos de inhibición de 14 mm y 19 mm respectivamente (Borchardt *et al.*, 2009). Además, al estudiarse el extracto metanólico de *Loeselia mexicana* (Polemoniaceae), este presentó actividad antimicrobiana y antifúngica frente a *Staphylococcus aureus, Streptococcus faecalis,*

Escherichia coli, Klebsiella pneumoniae, Salmonella typhi, Candida albicans, Trichophyton mentagrophytes y *Trichophyton rubrum* (Navarro *et al.*, 2011), lo que podría corroborar el potencial antibacterial de esta familia vegetal.

Es la presencia de los metabolitos secundarios, sobre todo de compuestos fenólicos flavonoides, quinonas, taninos y saponinas los que le confieren el efecto antibacteriano. Esto debido a que, los flavonoides por tener en su estructura química un número variable de grupos hidroxilo fenólicos penetran fácilmente a través de la membrana celular bacteriana, se combinan y precipitan las proteínas protoplasmáticas desnaturalizándolas y actuando como venenos protoplasmáticos (Puupponen *et al.*, 2001). Asimismo, estos flavonoides provocan la muerte bacteriana al inhibir la síntesis de ADN o ARN, debido a que tienen una estructura plana similar a la de las bases púricas y pirimídicas; por lo tanto, se pueden intercalar formando puentes de hidrógeno con las bases de la doble hélice y de esta forma las flavonas alteran la estructura tridimensional de los ácidos nucleicos, impidiendo su adecuada síntesis de novo; además, de provocar errores de lectura durante la transcripción (Cushnie & Lamb, 2005). De igual manera, las quinonas presentan un rango amplio, actuando posiblemente sobre las adhesinas expuestas en la superficie de las bacterias, sobre los polipéptidos de la pared celular y sobre las enzimas unidas a membranas (Cowan, 1999). Asimismo, los taninos incluyen, la posible inhibición de las enzimas microbianas extracelulares (Akiyama, 2001). Por otro lado, las saponinas son un grupo de sustancias glicosídicas que se disuelven en agua y poseen la propiedad de formar espuma al agitar la solución. Se cree, que la toxicidad de las saponinas es debido a su capacidad de formar complejos con esteroles de las membranas celulares produciendo grandes poros en las mismas que alteran su permeabilidad y la célula se lisa, ocasionando la ruptura de las membranas bacterianas (Díaz, 2009).

Es así, que el presente trabajo se constituye en el primero en reportar el efecto antibacteriano de *Cantua buxifolia* (Polemoniaceae) "Flor Sagrada de los Incas", contribuyendo así, a la necesidad mundial de encontrar nuevas fuentes naturales con potencial farmacológico.

Literatura citada

Abad, X. D. 2009. Determinación de la actividad antimicrobiana de los extractos totales de cuatro especies vegetales de las Provincias de Loja y Zamora Chinchipe: *Piper ecuadorense* "Matico", *Lepechinia mutica* Benth "Turuyante", *Fuschia ayavacensis* "Pena-Pena", *Niphogeton dissecta* "Culantrillo del cerro", empleando los métodos de Difusión en placa, Concentración Mínima Inhibitoria e Inhibición del Crecimiento Radial. Tesis. Universidad Técnica Particular de Loja. Ecuador.

Akiyama, H.; K. Fuji; O. Yamasaki; T. Oono & K. Iwatsuki. 2001. Antibacterial action of several tannins against *Staphylococcus aureus*. J. Antimicrob. Chemother. 48 (4): 487-491.

Ávila, L.; E. Baquero; A. Viña & E. Murrillo. 2006. Actividad antibacteriana de *Diplostephium tolimense* Cuatrec. (Asteraceae) frente a *Staphylococcus aureus*. Vitae. 3 (1): 55-60.

Borchardt, J. R.; D. L. Wyse; C. C. Sheafter; K. L. Kauppi; R. G. Fulcher; N. J. Ehlke; D. D. Biesboer & R. F. Bey. 2009. Antioxidant and antimicrobial activity of seed from plants of the Mississippi river basin. J. Med. Plants Res. 3 (10): 707-718.

Brako, L. & J. L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 45: I –XL, 1–1286.

Clinical and Laboratory Standards Institute. 1991. Performance Standars for Antimicrobial Susceptibility Testing. Third informational supplement. M 100-53. Wayne. PA. USA.

Cruz-Carrillo, A.; N. Rodríguez & C. E. Rodríguez. 2010. Evaluación *in vitro* del efecto antibacteriano de los extractos de *Bidens pilosa, Lantana camara, Schinus molle* y *Silybum marianum*. Rev. U.D.CA Act. & Div. Cient. 13 (2): 117-124.

Cowan, M. M. 1999. Plant Products as antimicrobial agents. Clinical Microbiological Reviews. 12 (4): 564–582.

Cushnie, T. P. & A. J. Lamb. 2005. Antimicrobial activity of flavonoids. Int. J. Antimicrob Agents. 26 (5): 343-56.

Díaz, L. N. 2009. Interacciones moleculares entre plantas y microorganismos: saponinas como defensas químicas de las plantas y su tolerancia a los microorganismos. Una revisión. RET. Revista de Estudios Transdisciplinarios 1 (2): 32-55.

Domingo, D. & M. López. 2003. Plantas con acción antimicrobiana. Rev. Espa. Quimioterap. 16 (4): 385-393.

Huamantupa, I.; M. Cuba; R. Urrunaga; E. Paz; N. Ananya; M. Callali; N. Pallqui & H. Coasaca. 2011. Riqueza, uso y origen de plantas medicinales expendidas en los mercados de la ciudad del Cusco. Rev. Per. Biol. 18 (3): 283 - 291.

León, B. 2006. Polemoniaceae endémicas del Perú. Rev. Per. Biol. 13 (2): 566-567.

Macía, M. J.; E. García & P. J. Vidaurre. 2005. An ethnobotanical survey of medicinal plants commercialized in the markets of La Paz and El Alto, Bolivia. J. Ethnopharmacol 97 (2): 337–350.

Miranda, M. & A. Cuellar. 1992. Manual de prácticas de laboratorio de análisis farmacognóstico. Editorial Ciencia y Educación. Cuba.

Nascimento, G. G.; J. Locatelli; P. C. Freitas & G. L. Silva. 2000. Antibacterial activity of plant extracts and phytochemicals on antibiotic resistant bacteria. Braz. J. Microbiol. 31 (4): 247-256.

National Committee for Clinical Laboratory Standards. 1999. Performance standards for antimicrobial susceptibility testing. NCCLS approved standard M100-S9. National Committee for Clinical Laboratory Standards, Wayne, PA. USA.

Navarro, V. M.; G. Rojas; G. L. Zepeda; M. Aviles; M. Fuentes; A. Herrera & E. Jiménez. 2011. Antifungal and Antibacterial Activity of Four Selected Mexican Medicinal Plants. Evid Based Complement Alternat Med. 44 (4): 297-300.

Organización Mundial de la Salud. 2001. Strategy to contain resistence to antimicrobial drugs. Rev. Panam. Salud Pública 10 (4): 284-294.

Puupponen, P. R.; L. Nohynek; C. Meier; M. Kähkönen; M. Heinonen; A. Hopia & K. M. Oksman-Caldentey. 2001. Antimicrobial properties of phenolic compounds from berries. Journal of Applied Microbiology. 90 (4): 494-507.

Ramírez, L. S. & H. E. Díaz. 2007. Actividad antibacteriana de extractos y fracciones del "ruibarbo" (*Rumex conglomeratus*). Scientia et Technica. 13 (33): 397-400.

Ramírez, R. Y. & D. N. Mojica. 2014.

Actividad antibacteriana de extractos de *Gnaphalium polycephalum* Michx. contra *Staphylococcus aureus, Escherichia coli y Pseudomonas aeruginosa.* Rev. Col. Inv. Sal. 1 (1): 1-10.

Sánchez, M. & D. Vega. 2012. Estudio Fitoquímico Preliminar de las Flores de *Cantua buxifolia* Juss. ex Lam. "Flor Sagrada de los Incas". Tesis. Universidad Nacional de Trujillo. Perú.

Smith, D. M.; C. W. Glennie; J. B. Harbone & C. A. Williams. 1977. Flavonoid diversification in the polemoniaceae. Biochemical Systematics and Ecology. 5 (2): 107-115.

ANEXO



Fig. 2. *Cantua busxifolia* Juss. ex Lam. (Polemoniaceae) "Flor sagrada de los Incas" (Foto S. Leiva, 5680, HAO).

Arnaldoa 21 (1): 91 - 104, 2014 ISSN: 1815-8242

Estudio fitoquímico de las hojas, flores y frutos de *Solanum multifidum* Lam. y *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. (Solanaceae) procedentes del Cerro Campana, Región La Libertad-Perú

Phytochemical study of the leaves, flowers and fruits of *Solanum multifidum* Lam. and *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. (Solanaceae) from the Cerro Campana, Región La Libertad-Peru



Marilú Roxana Soto Vásquez

Laboratorio de Farmacognosia. Facultad de Farmacia y Bioquímica. Universidad Nacional de Trujillo.
Av. Juan Pablo II s/n. Trujillo-Perú
msoto@unitru.edu.pe

Resumen

Con el propósito de contribuir al conocimiento científico de los componentes presentes en las especies *Solanum multifidum* Lam. y *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. (Solanaceae) y así establecer una potencial utilidad medicinal, se realizó el estudio fitoquímico de las hojas, flores y frutos de ambas especies, para lo cual fueron recolectadas las especies del Cerro Campana del Distrito Huanchaco, Región La Libertad-Perú. El tamizaje fitoquímico se realizó mediante una extracción sucesiva con solventes de polaridad ascendente (éter etílico, etanol y agua), y se procedió a realizar la identificación del tipo cualitativo, haciendo uso de reactivos de coloración y precipitación. Se encontró en ambas especies una alta diversidad de metabolitos como alcaloides, compuestos fenólicos, flavonoides, antocianidinas, catequinas, taninos, triterpenos y esteroides, azúcares reductores, aceites y grasas, aminoácidos, saponinas sólo en hojas y flores de ambas especies y lactonas y cumarinas sólo fueron encontradas en los tres órganos de la especie de *S. multifidum* Lam.

Palabras clave: Solanaceae, *Solanum, Lycianthes*, fitoquímica, Cerro Campana.

Abstract

In order to contribute to the scientific knowledge of the components present in the species *Solanum multifidum* Lam. and *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl., (Solanaceae) and establish potentially medicinal use, phytochemical study of leaves, flowers and fruits of both species was performed, for which species were collected from Campana Hill in Huanchaco district, La Libertad region-Peru. Phytochemical screening was performed by successively extraction using solvents of ascending polarity (diethyl ether, ethanol and water), and proceeded to make the qualitative identification, using coloring and precipitation reagents. It was found a high diversity of metabolites such as alkaloids, phenolics, flavonoids, anthocyanidins, catechins, tannins, triterpenes and steroids, reducing sugars, oils and fats, amino acids, saponins only in leaves and flowers of both species, and lactones and coumarins were found only in the three organs of *S. multifidum* Lam.

Keywords: Solanaceae, *Solanum, Lycianthes*, phytochemistry, Cerro Campana

Introducción

La familia Solanaceae es un vasto grupo de angiospermas, que contiene alrededor de 90 géneros y 2600 especies de distribución cosmopolita, existiendo en mayor número en climas cálidos y cálido-templados como América del Sur (Mabberley, 2008), donde se han registrado cerca de 50 géneros endémicos (D'Arcy, 1991), considerándose a esta región un centro geográfico de especialización de esta familia (Symon, 1981). En el Perú, la familia solanaceae es rica en especies, reconociéndose alrededor de 42 géneros y 600 especies (Ulloa *et al.*, 2004).

Numerosas especies de esta familia son mundialmente conocidas, sea por su importancia económica, sus usos en la medicina tradicional, la agricultura, como plantas ornamentales, o por su alta toxicidad (García, 2009), destacándose entre ellas, la "papa" (*Solanum tuberosum* L.), el "tomate" (*Solanum lycopersicum* Lam.), la "berenjena" (*Solanum melongena* L.), el "aguaymanto" (*Physalis peruviana* L.), el "pimiento" (*Capsicum annuum* L.), la "mandrágora" (*Mandragora officinalis* L.), la "belladona" (*Atropa belladonna* L.), el "chamico" (*Datura stramonium* L.), entre otras (Long, 2001).

En esta familia se han encontrado una amplia gama de metabolitos secundarios, desde compuestos fenólicos como flavonoides, cumarinas, estilbenos, taninos y lignanos, hasta alcaloides, glicoalcaloides, esteroides, terpenos, esteroles, sapogeninas, saponinas, esteres glicosilados y witanoli-

dos, atribuyéndoseles diversas propiedades terapéuticas como: antioxidantes, antimicrobianas, anticancerígenas, antiinflamatorias, antinociceptivas, hepatoprotectoras, antiparkinsonianas, inhibidores de la resistencia de fármacos y también como base para la fabricación de hormonas esteroidales (Long, 2001; García, 2009; Pandurangan *et al.*, 2010; Nice, 2013).

El Cerro Campana se encuentra situado al noroeste de la ciudad de Trujillo, donde debido a las lloviznas, propias del invierno o estación de las lomas, crecen en estas un interesante mosaico herbáceo (Sagástegui *et al.*, 1988), donde alberga a *Solanum multifidum* Lam., especie endémica del Perú, la cual es una hierba anual, erecta o postrada que crece hasta 50 cm de altura, con tallos leñosos y carnosos, hojas pinnadas, bipinnadas o tripinnadas, con inflorescencias 4,5-20 cm de largo, y brotes axilares ramificados, cuyas flores son de color púrpura, azul o violeta, con estambres de color amarillo, de fruto verde y rojo cuando madura, sus semillas son obovadas y aplanadas de 1,0-1,1 x 1,1-1,2 mm, y de color marrón (Bohs, 2005; Bennet, 2008); y *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl., que es un arbusto de hasta 140 cm de altura, de tallo ramoso y leñoso, con hojas lanceoladas, de pecíolo muy corto, enteras, y dispuestas en fascículos. Las flores son blanquecinas, actinomorfas, gamosépalas, gamopétalas e infundibuliformes; con androceo formado por 5 estambres epipétalos, anteras ditésicas y basifijas; gineceo con ovario súpero, bicarpelar, bilocular, de placentación parietal, estilo apical y estigma bífido. Su fruto es en baya, de color anaranjado, de ahí su nombre vulgar, "naranjito del campo" (Linares, 1995).

Teniendo en cuenta, las diversas propiedades terapéuticas de las solanaceae, así como la ausencia de estudios sobre las especies antes mencionadas, se decidió realizar el estudio fitoquímico de las hojas, flores y frutos de *Solanum multifidum* Lam. y *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl.

Material y métodos

Material biológico

Las especies de *Solanum multifidum* Lam. y *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. fueron recolectadas de las lomas costeras del Cerro Campana en el área comprendida entre las coordenadas geográficas: 8° 00′ 18.16″ latitud sur - 79° 06′18.34″ longitud oeste y los 7° 58′ 36.98″ latitud sur - 79° 06′16.18″ longitud oeste, a una altitud entre los 244 y 700 m de elevación, del Distrito de Huanchaco, Provincia de Trujillo, región La Libertad-Perú (Fig. 1. A-F). Estas especies fueron identificadas por el biólogo-botánico Eric Frank Rodríguez Rodríguez curador del Herbarium Truxillense de la Universidad Nacional de Trujillo (HUT) y depositadas en el herbario con los códigos: N° 50979 y N° 50976.

Tamizaje fitoquímico

Fundamento: De acuerdo con este método para la marcha fitoquímica de Miranda & Cuellar (2002), cada muestra fue sometida a la acción extractiva de solventes de polaridad creciente: éter etílico, etanol y agua, modificando el pH del medio con el fin de obtener los metabolitos secundarios de acuerdo a su solubilidad. Luego de separar las fracciones se realizó la identificación de los metabolitos secundarios haciendo uso de reactivos de coloración y precipitación.

Procedimiento: Las hojas, flores y frutos de las especies en estudio (Fig. 1. A-F) fueron seleccionadas, lavadas y desecadas en la estufa a 40°C por 3 días, luego fueron pulverizadas en un mortero y tamizadas por un tamiz de malla N° 20.

Se pesaron exactamente 50 g de cada una de las muestras y se procedió según los esquemas I, II, III y IV. (ver anexo).

Resultados y discusión

El tamizaje fitoquímico o "screening" fitoquímico es una de las etapas iniciales de la investigación fitoquímica, que permite determinar cualitativamente los principales grupos de constituyentes químicos presentes en una planta y, a partir de allí, orientar la extracción y/o fraccionamiento de los extractos para el aislamiento de los grupos de mayor interés. (Lock, 1994). Así, en el presente estudio fitoquímico preliminar se utilizó el método de Miranda & Cuellar, (2002), donde la extracción de los metabolitos sigue un orden de polaridad ascendente; debido a que las células de donde se los ha de extraer, constituyen sistemas hidrofílicos internos, donde se encuentran los primeros, inmersos dentro de una vesícula, que consta de una membrana lipofílica. Cuando se pulveriza la droga, se rompen las paredes y membranas celulares, dejando libres las vesículas que almacenan a los metabolitos. Es así, que se partió con solventes de polaridad creciente (etér etílico, etanol y agua) puesto que el éter etílico, al ponerse en contacto con la droga pulverizada, va a difundirse fácilmente por la membrana vesicular, disolviéndola a su paso y extrayendo los principios activos de polaridad semejante (lipofílicos); este solvente, no extrae aquellos metabolitos secundarios unidos no covalentemente a sistemas hidrofílicos (proteínas, péptidos) en el citoplasma expuesto; sino que se repele con estos últimos. (Miranda & Cuéllar, 2002). El etanol, como solvente de polaridad intermedia, extrae los metabolitos afines; su labor se ve facilitada por la secuencia del procedimiento: el éter etílico ya disolvió las membranas vesiculares, tal es así que solo se remite a romper las interacciones que mantienen atraídos (no unidos) a los principios activos, hacia los sistemas hidrofílicos. Finalmente, el agua extrae los principios activos más hidrosolubles, debido a su elevada polaridad; esta es capaz de extraerlos en sus formas ionizadas, situación que escapa a las particularidades de los solventes anteriores. (Marcano & Hasegawa, 2002)

En la tabla 1 y 2 se observan los resultados del tamizaje fitoquímico realizado a las hojas, flores y frutos de las especies *S. multifidum* Lam. y *L. lycioides*, notándose una gran variedad de metabolitos, entre ellos alcaloides, los cuales se encontraron más abundantes en las hojas de ambas especies. Para la identificación de estos, se realizaron ensayos con los reactivos de Dragendorff, Mayer & Wagner, los que produjeron con las sales de estos compuestos, precipitados de color rojo anaranjado, blanco lechoso y marrón respectivamente (Miranda & Cuéllar, 2000). Estos metabolitos secundarios se encuentran distribuidos en mayor cantidad en especies del género *Solanum* y también en especies del género *Lycianthes*. Dentro de los alcaloides encontrados en estos géneros se reportan los alcaloides esteroidales o glicoalcaloides, entre los que se incluyen solanocapsina, solacasina, solacapina, episolacapina, isosolacapina y O-metil-isosolanocapsina, solafilidina, solasodina, tomatina, chaconina y alfa solanina que han sido aislados de hojas, frutos maduros, tallos y raíces de estos géneros (Vijayan *et al.,* 2004; Aliero *et al.,* 2005; Coy *et al.,* 2005; Martín., 2011; Knuthsen *et al.*, 2009), reportándose también alcaloides tropánicos (Patterson & OíHagan, 2002). Estos cumplen diversas funciones en las plantas, tales como defensa naturales contra animales y hongos. Asimismo, presentan una amplia gama de actividades

terapéuticas como antimicrobianos, analgésicos, antiinflamatorios, diuréticos, antioxidantes, antivirales, y antitumorales (Usubillaga *et al.*, 1997; Vijayan *et al.*, 2002; 2004; Aliero *et al.*, 2006; Dongre *et al.*, 2007; Lien *et al.*, 2012).

Otros metabolitos encontrados en los órganos de las especies en estudio son los compuestos fenólicos, los cuales se evidenciaron con la aparición de color verde al reaccionar con tricloruro férrico (Miranda & Cuellar, 2002). Estos metabolitos secundarios engloban a todas aquellas sustancias que poseen varias funciones fenol, y cumplen diversas funciones en las plantas, como defensa contra herbívoros o patógenos, además, en particular como soporte mecánico, en la atracción de polinizadores, y dispersantes de frutos, así como, reducen el crecimiento de las plantas competidoras próximas. Dentro de este grupo se evidenció a los flavonoides, los cuales dieron reacción positiva con el reactivo de Shinoda dando coloraciones de anaranjado a rojo en la fase amílica (Miranda & Cuellar, 2000). Los flavonoides son los metabolitos que dan coloraciones a las plantas por eso son considerados pigmentos naturales, encontrándose generalmente en las flores, frutos y hojas fundamentalmente en forma de glicósidos, lo que les infiere una alta solubilidad en agua y disolventes polares, la cual se incrementa por la alta polaridad de sus estructuras (Lock, 1994; Miranda & Cuellar, 2002). Los flavonoides protegen a las células de exceso de, radiación ultravioleta, que se acumulan en las capas epidérmicas de las hojas y tallos, además de ser moduladores del trasporte polar de auxinas. Los flavonoides, han sido empleados para la reducción de la fragilidad capilar, protección frente a estados tóxicos agudos, en terapéutica estrogénica e inflamatoria por su acción similar a la cortisona. Además, son usados como antioxidantes, antivirales, antidiarreicos, antihelmínticos y citostáticos (Kuklinski, 2000; Lock, 1994; Martínez, 2005). Asimismo, se evidenció la presencia de antocianidinas, dando una coloración rojo a marrón en la fase amílica, estos son un tipo de flavonoides responsables de la mayoría de los colores rosa, rojo, morado y azul en las plantas y se encuentran acumulados en las vacuolas de la célula. Debido a que colorean flores y frutos, las antocianinas son muy importantes en la atracción de animales para la polinización y la dispersión de las semillas. Estos metabolitos, han sido reportados como anticancerígenos, antitumorales, antiinflamatorios y antidiabéticos (Garzón, 2008; Martínez, 2005).

Por otro lado, se encontró catequinas en el extracto etanólico de los órganos de las especies estudiadas, las cuales dieron una mancha verde carmelita a la luz ultravioleta, indicándonos un ensayo positivo. Estos metabolitos, también son un tipo de flavonoide y presentan propiedades antioxidantes, antidiabéticas, antiinflamatorias, inmunoestimulantes (Miranda & Cuellar, 2001; Martínez, 2005).

Cabe recalcar, que sobre las especies en estudio, no se reportan datos de su composición química; sin embargo, los resultados obtenidos coinciden con los reportados para otras especies del género *Solanum* y *Lycianthes*. Como por ejemplo: compuestos fenólicos, flavonoides en *S. lycopersicum* (Tokuşoğlu *et al.*, 2013), *S. quitoense* (Gancel *et al.*, 2008), *S. tuberosum* (Peña, 2013), *S. sessiliflorum* (Cardona, 2011), *S. validinervium* (Suárez, 2006), *L. marlipoensis* (Guo & Li, 2011), *L. biflora* (Yang & Zhao, 2012) y antocianidinas en *S. melongena* (Sadilova, 2006) y *S. nigrum* (Ramos *et al.* 2000). Asimismo, estos metabolitos

poseen variada actividad biológica como antioxidantes, hipolipemiantes y antiagregante plaquetario (Palomo *et al.*, 2010).

Otro compuesto fenólico encontrado, son los taninos, los cuales dieron precipitado blanco al reaccionar con gelatina. Estos metabolitos secundarios son de sabor amargo, astringentes, que precipitan las proteínas y alcaloides. Los taninos están ampliamente distribuidos en muchas especies de plantas, donde juegan un papel importante para disuadir a los animales de su consumo y también en la regulación del crecimiento vegetal y se encuentran en hojas, brotes, semillas, raíces, tallo y tejidos de diversas plantas. Aunque siempre se han considerado como perjudiciales, diversos estudios muestran sus beneficios a pequeños dosis como antivirales, antibacterianos y antiparasitarios (Gonzáles, *et al.*, 2001; Valencia, 1995).

Por otro lado, las lactonas y cumarinas, sólo se evidenciaron en las hojas, flores y frutos de la especie *S. multifidum,* las cuales reaccionaron con Baljet dando coloración roja. Asimismo, al comparar con otras especies del género *Solanum* se han encontrado que *S. macranthum* y *S. americanum* presentan lactonas terpénicas y lactonas sesquitérpenicas que le confieren actividades insecticidas (Hernández *et al.*, 2010; Chang, 2013). De igual manera, también se reportan la presencia de cumarinas (esculetina, esoescopoletina) en la especie de *Solanum validinervium* (Suarez *et al.*, 2006). Con respecto a la esculetina, se han reportado en investigaciones, que posee efectos estrogénicos y que, puede ser utilizada en terapia de reemplazo hormonal en mujeres posmenopáusicas (Orozco *et al.*, 2009).

Respecto a los triterpenos y esteroides, estos se han identificado en todos los órganos de las especies en estudio, los cuales dieron reacción positiva con el reactivo de Liebermann-Burchard dando coloraciones de rojo (triterpenos) y color azul verdoso (esteroides). Los esteroides biogenéticamente están relacionados a los triterpenos. Los esteroides son compuestos fundamentales en la estructura vegetal. Existen investigaciones donde reportan que el género *Solanum* presenta 5 triterpenos: lupeol, acetato de lupeol, α-amirina, β-amirina y acetato de β-amirina y dos esteroides sitosterol y estigmasterol (Pereira, 2000). Asimismo, se reportan glicósidos esteroidales (β-solamargina, solasonina y α, β-solansodamina) (Saijo *et al.*, 1982).

Las saponinas son glicósidos, de ambos triterpenos y esteroles, este metabolito secundario también se ha encontrado en las hojas y flores de *S. multifidum* y *L. lycioides.* Son un grupo amplio distribuido en sustancia vegetales, así llamadas por su capacidad para formar espuma con el agua. Estas son poderosas surfactantes, causan hemólisis y son potentes toxinas plasmáticas, venenosas para los peces, pero sin efectos tóxicos para los hombres al ser ingeridos. Tienen actividades antiinflamatorias, antialérgicas antivirales y moluscosidas (Lacaille-Dobous & Wagner, 1996). Las saponinas esteroidales, son materia inicial para la preparación de varios productos muy potentes y ampliamente usados como productos farmacéuticos, entre ellos: cortisona, anticonceptivos, estrógenos, testosterona. Estas saponinas esteroidales se encuentran ampliamente distribuidas en la familia Solanaceae (Martínez, 2001; Coutinho, 2009).

Por otro lado, también se evidencia la presencia de aceites y grasas en las hojas, flores y frutos de las especies en estudio. Estos, se identificaron mediante

el ensayo de Sudan III dando coloración roja, estos metabolitos, se encuentran en las partes aéreas de las plantas superiores, que incluyen hojas, tallos, flores y frutos, que están cubiertas completamente, con excepción de la apertura estomática, de una membrana contínua lipídica extracelular denominada cutícula (Pighin *et al.,* 2004; Cameron *et al.*, 2006; Jeffree, 2006).

El ensayo para azúcares reductores resultó positivo dando precipitados de color rojo ladrillo al reaccionar con Fehling. Estas, se encontraron en todos los órganos de las especies en estudio, siendo de mayor intensidad en los frutos de *L. lycioides*. Por otro lado, para la identificación de los aminoácidos, se realizó la reacción con la ninhidrina. La ninhidrina, es un poderoso agente reactivo, reacciona con todos los aminoácidos formando un compuesto complejo, dando una coloración que varía de azul a violeta intenso. Este metabolito, se encontró en todos los órganos de las especies en estudio. Ambos metabolitos, son también reportados en otras investigaciones de la familia Solanaceae. (Navarro & Suárez, 2010; Pérez-Colmenares & Rojas-Fermenin, 2013).

Grupos de metabolitos secundarios como cardenólidos, quinonas, resinas y mucílagos no fueron detectados en el presente estudio.

Conclusiones

Las hojas, flores y frutos de las especies *S. multifidum* Lam. y *L. lycioides*. evidencian la presencia de una gran variedad de metabolitos como, alcaloides, compuestos fenólicos, flavonoides, antocianidinas, catequinas, taninos, triterpenos y esteroides, azúcares reductores, aceites y grasas, aminoácidos, saponinas sólo en hojas y flores de ambas especies y lactonas y cumarinas sólo en los tres órganos de la especie de *S. multifidum* Lam.

En ninguno de los órganos evaluados se encontró la presencia de cardenólidos, quinonas, resinas y mucílagos.

Literatura citada

Aliero, A. A.; D. S. Grierson & A. J. Afolayan. 2005. Chemical and nutrient characterization of *Solanum pseudocapsicum* berries. Afr. J. Biotechnol. (Kenia). 4 (11): 1300-1303.

Bennet, J. 2008. Revision of *Solanum* section regmandra (Solanaceae).Edinburgh Journal of Botany. 65 (1): 69-112.

Bohs, L. 2005. Major clades in *Solanum* based on ndhF sequences. Pp. 27-49 *in* R. C. Keating, V. C. Hollowell, & T. B. Croat (eds.), A festschrift for William G. D'Arcy: the legacy of a taxonomist. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden, Vol. 104. Missouri Botanical Garden Press, St. Louis.

Cameron, K. D.; M. A. Teece & L. B. Smart. 2006. Increased accumulation of cuticular wax and expression of lipid transfer protein in response to periodic drying events in leaves of tree tobacco. Plant Physiol. 140: 176-183.

Cardona, J. 2011. Estudio de metabolitos fijos y volátiles en tres morfotipos de "cocona" (*Solanum sessiliflorum* Dunal) procedentes del Departamento del Guaviare. Universidad Nacional de Colombia – Sede Bogotá. Tesis presentada como requisito parcial para optar al título de: Master en Ciencias - Química.

Chang, L.; Y. Rosabal & J. Morales. 2013. Composición fitoquímica de los tallos y hojas de la especie *Solanum nigrum* L. que crece en Cuba. Rev Cubana Plant Med [online]. vol.18, n.1, pp. 10-16.ISSN 1028-4796.

Coutinho, E. M. 2009. Estudo fitoquímico e de atividade biológica de espécies de *Solanum* (Solanaceae) – Dissertação. 167.

Coy, B.; L. Cuca & C. Orozco. 2005. Un nuevo alcaloide esteroidal, dos esteroles y un triterpeno pentacíclico de *Solanum cornifolium*, sección geminata. Actual Biol 27 (Supl. 1): 131-134.

D'Arcy, W. G. 1991. The Solanaceae since 1976, with a review of its biogeography.*In*: J. G. Hawkes, R. N. Lester, M. Nee & N. Estrada (eds.). Solanaceae III: Taxonomy, Chemistry and Evolution. Great Britain:

Royal Botanical Gardens, Kew, 75-137.

Dongre, S. H.; S. H. Badami; G. Ashok; S. Ravi & R. Kottani. 2007. *In vitro* cytotoxic properties of O-methyl solanocapsine isolated from *Solanum pseudo capsicum* leaves. Indian J. Pharmacol. 39 (4): 208-209.

Gancel, A.; P. Alter & J. Ruales. 2008. Identifying Carotenoids and Phenolic Compounds In "Naranjilla " (*Solanum quitoense* Lam. var. *puyo* Hybrid), an Andean Fruit. Journal of Agricultural and Food Chemistry 2008 56 (24): 11890-11899.

García, H. G. 2009. Aislamiento, modificación estructural y evaluación biológica de los metabolitos secundarios de *Withania aristata* (Solanaceae), endemismo canario. Tesis doctoral. Universidad de la Laguna. España.

Garzón, G. 2008. Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión. Acta biol. Colomb., Vol. 13 No. 3: 27–36

González, F.; M. Peña; R. Sánchez & J. L. Santona. 2001. Taninos de diferentes especies vegetales en la prevención del fotoenvejecimiento. Revista Cubana Investigación Biomed. 20 (1): 16-20.

Guo, F. & Y. Li. 2011. Phenolic and amide constituents from *Lycianthes marlipoensis*. Zhongguo Zhong Yao ZaZhi. Sep; 36 (18): 2507-10.

Hernández, J.; Y. Flórez & G. Vallejo. 2010. Evaluación de la actividad insecticida de *Solanum macranthum* (Dunal) sobre ninfas de los estadios IV y V de *Rhodnius pallescens, Rhodnius prolixus, Rhodnius* colombiensis. Revista Cubana de Farmacia. 45 (1): 71-78.

Nice, K. 2013. Antimicrobial screening of secondary metabolites from Solanaceae.

Jeffree, C. E. 2006. The fine structure of the plant cuticle. In: Biology of the Plant Cuticle. M. Riederer, C Müller (eds). Julius-von-Sachs-Institut, für Biowissens chaften Universitát Würzburg, Germany. pp:11-110.

Kuklinski, C. 2000. Farmacognosia. Ed. Omega S.A. España. pp. 106-109

Lacaille-Dubois, M. A. & H. A. Wagner. 1996. Review of the biological and pharmacological activities of saponins. Phytomedicine 4: 363-386. Lien, E.; Lien, L.; Wang, R.; Wang, J. 2012. Phytochemical analysis of medicinal plants with kidney protective activities. Chin. J. Integr. Med. (China). 18 (10): 790-800.

Linares, E. 1995. Etnobotánica del transecto Yura-Chivay, Departamento de Arequipa, Perú. Rev. Chil. Flor. Veg. 3;1.

Lock, O. 1994. Investigación Fitoquímica: Métodos en el estudio de productos naturales. 2ª. Ed. Fondo editorial, PUCP, Lima, Perú.

Long, J. 2001. Una semblanza de las solanaceae. Etnobiología.1 (1): 1 8-24.

Mabberley, D. J. 2008. Mabberley's Plant-Book.: A portable dictionary of plants, their classification and uses. Third edition, Cambridge University Press.

Marcano, D. & M. Hasegawa. 2002. Fitoquímica Orgánica. 2da. Edición. Universidad Central de Venezula. Consejo de Desarrollo Científico y Humanístico.

Martín, I. 2011. Determinación de glicoalcaloides: -solanina y -chaconina en patata mediante cromatografía de líquidos de ultra presión acoplada a espectrometría de masas de triple cuadrupolo. Departamento de hidrogeología y química analítica. Universidad de Almeria. España.

Martínez, A. 1991. Farmacognosia y fitoquímica experimental. Universidad de Antioquia. Medellín.

Martínez, M. A. 2001. Saponinas esteroides. Facultad de Química Farmacéutica, Universidad de Antioquia. Medellín. Colombia.

Martínez, M. A. 2005. Flavonoides. Facultad de Química Farmacéutica, Universidad de Antioquia. Medellín. Colombia.

Martínez, M. A. 2002. Alcaloides esteroidales de Solanaceas. Facultad de Química Farmacéutica. Universidad de Antioquia. Medellín. Colombia.

Miranda, M. & A. Cuéllar. 2002. Manual de Prácticas de laboratorio. Farmacognosia y Productos Naturales. Universidad de La Habana. Instituto de Farmacia y Alimentos. Ciudad Habana. pp. 41-52.

Navarro, Y. & J. Suarez. 2010. Evaluación del proceso de maduración del "lulo" (*Solanum quitoense* Lam.) var. *castilla.* @Limentech ciencia y tecnología alimentaria ISSN 1692-7125. Volumen 8, No. 1, p. 58-66.

Orozco, J. 2009. Evaluación de actividad estrogénica de dafnetina y esculetina en células de adenocarcinma marmario humano MCF-7. http://www.smb.org.mx/smb-anterior/XXVICONGRESO/text/Carteles/Jueves/Ju184.pdf

Palomo, I.; E. Fuentes & G. Carrasco. 2010. Actividad antioxidante, hipolipemiante y antiplaquetaria del "tomate" (*Solanum lycopersicum* L.) y el efecto de

su procesamiento y almacenaje. Rev Chil Nutr Vol. 37, Nº4. Universidad de Talca, Talca, Chile.

Pandurangan, A.; R. Khosa & S. Hemalatha. 2010. Antinociceptive activity of steroid alkaloids isolated from *Solanum trilobatum* Linn. J Asian Nat Prod Res. 12 (8): 691-695

Patterson, S. O. & D. Hagan. 2002. Biosynthetic studies on the tropane alkaloid hyoscyamine in *Datura stramonium*; hyoscyamine is stable to *in vivo* oxidation and is not derived from littorine via a vicinal interchange process. Phytochemistry, 61:323-329.

Peña, B. & L. Restrepo. 2013. Compuestos fenólicos y carotenoides en la "papa": revisión. Actualización en nutrición. Vol 14 - Nº 1.

Pereira, I.; M. Paes; V. Rodríguez; M. Kanashiro & M. Vega. Triterpenos de *Solanum argenteum* (Solanaceae). Sociedade Brasileira de Química (SBQ)

Pérez-Colmenares, A. & L. Rojas-Fermenin. 2013. Farmacología y Fitoquímica del género *Solanum* (Solanaceae). Editorial Academia Española. España.

Pighin, J. A.; H. Zheng; L. J. Balakshin; I. P. Goodman; T. L. Western; R. Jetter; L. Kunst & L. Samuels. 2004. Plant cuticular lipid export requires an ABC transporter. Science 306: 702-704.

Ramos, L.; K. Lupetti; E. Cavalheiro & O. Fatibello. 2000. Utilização do extrato bruto de frutos de *Solanum nigrum* L. no ensino de química. Eclet. Quím. vol.25 São Paulo.

Sadilova, E.; F. C. Stintzing & R. Carle. 2006. Anthocyanins, colour and antioxidant properties of eggplant (*Solanum melongena* L.) and violet pepper (*Capsicum annuum* L.) peel extracts. Z Naturforsch [C]. 61(7-8): 527-535.

Sagástegui, A.; J. Mostacero & S. López. 1988. Fitoecología del Cerro Campana (Provincia de Trujillo). Boletín de la Sociedad Botánica de La Libertad. 14(1):1-47.

Saijo, R.; K. Murakami; T. Nohara; T. Tomimatsu; A. Sato & K. Matsuoka. 1982. Studies on the constituents of *Solanum* plants. J Ethnopharmacology. 102: 300-305.

Suarez, L.; D. Muñoz & C. Orozco. 2006.Compuestos fenólicos aislados de la especie *Solanum validinervium* (Solanaceae) Sección Geminata. Rev. Colomb. Quim. [online], vol.35, n.1, pp. 59-65.ISSN 0120-2804.

Symon, D. E. 1981. A revision of the genus *Solanum* in Australia. Journal of the Adelaide Botanical Garden.4:1-367.

Tokuşoğlu, M.; K. Ünal & Z. Yıldırım. 2003. HPLC–UV and GC–MS characterization of the flavonol aglyconsquercetin, kaempferol, and myricetin in tomato pastes and other tomato-based products. Acta Chromatographica, No. 13.

Ulloa, C.; J. L. Zarucchi & B. León. 2004. Diez Años de adiciones a la Flora del Perú: 1993–2003. Arnaldoa, Edic. Especial. Universidad Privada Antenor Orrego–Missouri Botanical Garden, Trujillo, Perú.

Usubillaga, A.; I. Aziz; M. C. Tettamanzi; R. Waibel & H. Achenbach. 1997. Steroidal alkaloids from *Solanum sycophanta*. Phytochem. 44 (3): 537-543.

Valencia, C. 1995. Fundamentos de fitoquímica. Editorial Trillas, México. 227p.

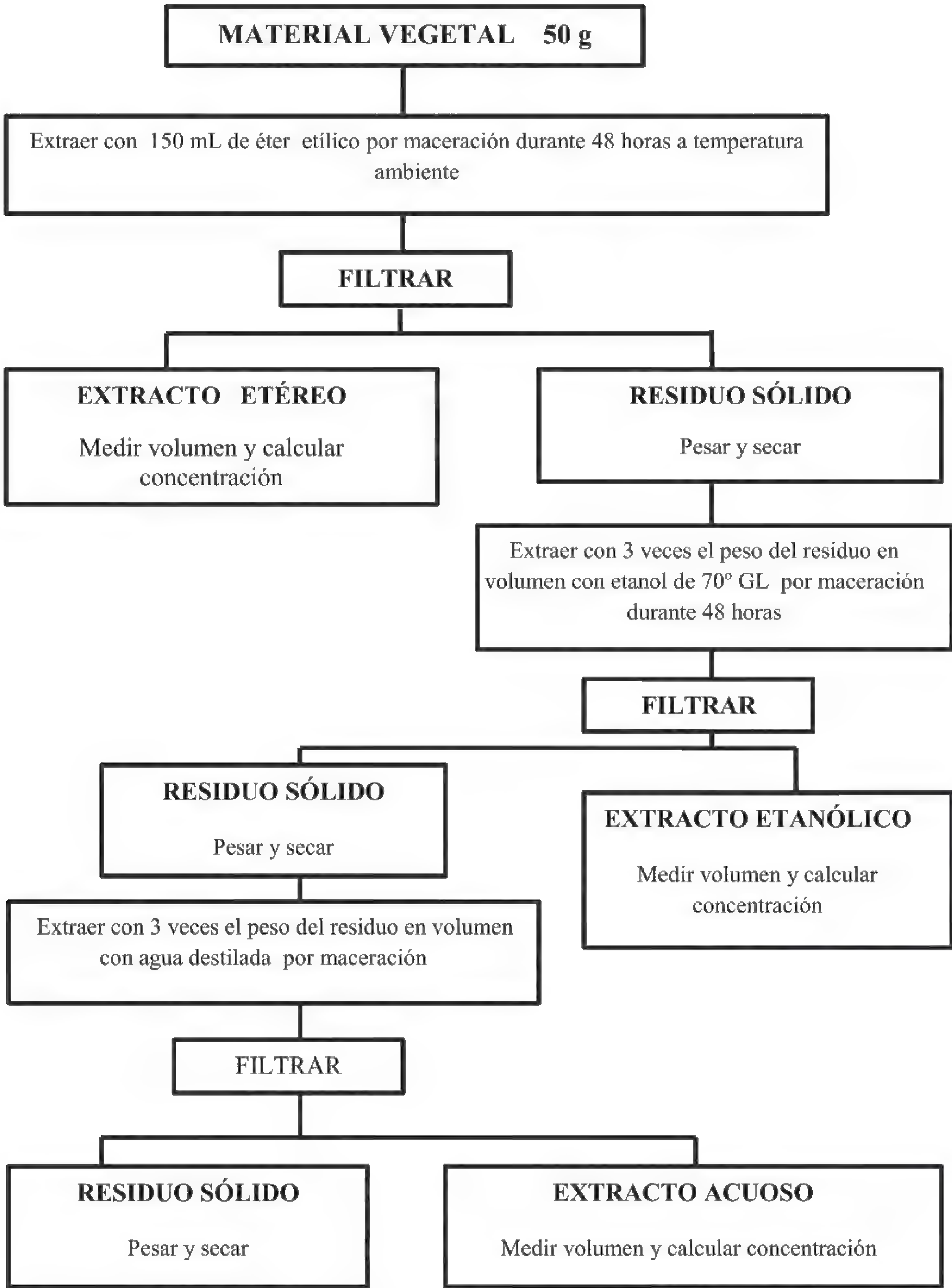
Vijayan, P.; P. Vijayaraj; P. H. C. Setty; R. C. Hariharpra; A. Godavarthi; S. Badami; D. S. Arumugam, & S. Bhojraj. 2004. The cytotoxic activity of the total alkaloids isolated from different parts of *Solanum pseudocapsicum*. Biol. Pharmac. B. (Japón). 27 (4): 528-530.

Yang, G. Z.; S. Zhao & Y. C. Li. 2002. Studies on the chemical constituents of *Lycianthes biflora*. YaoXueXueBao. Jun; 37 (6): 437-9.

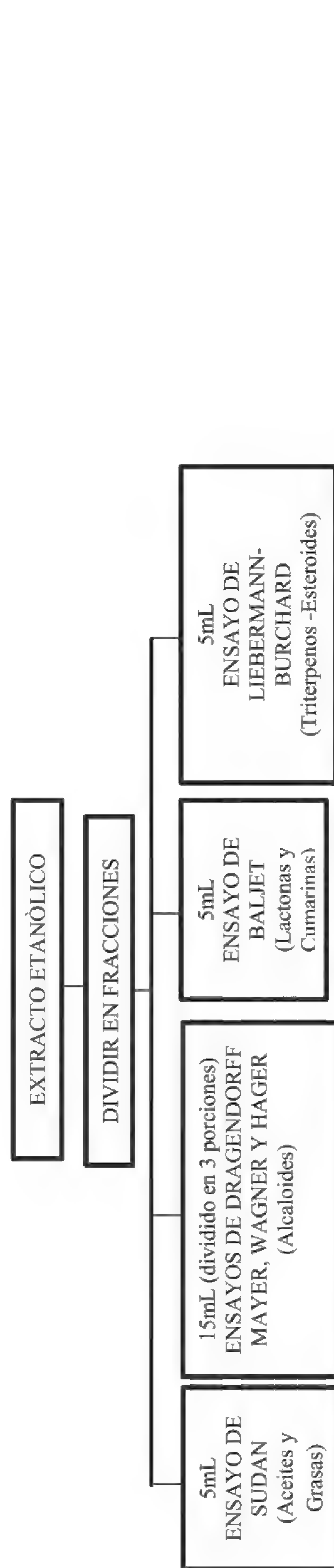
ANEXO



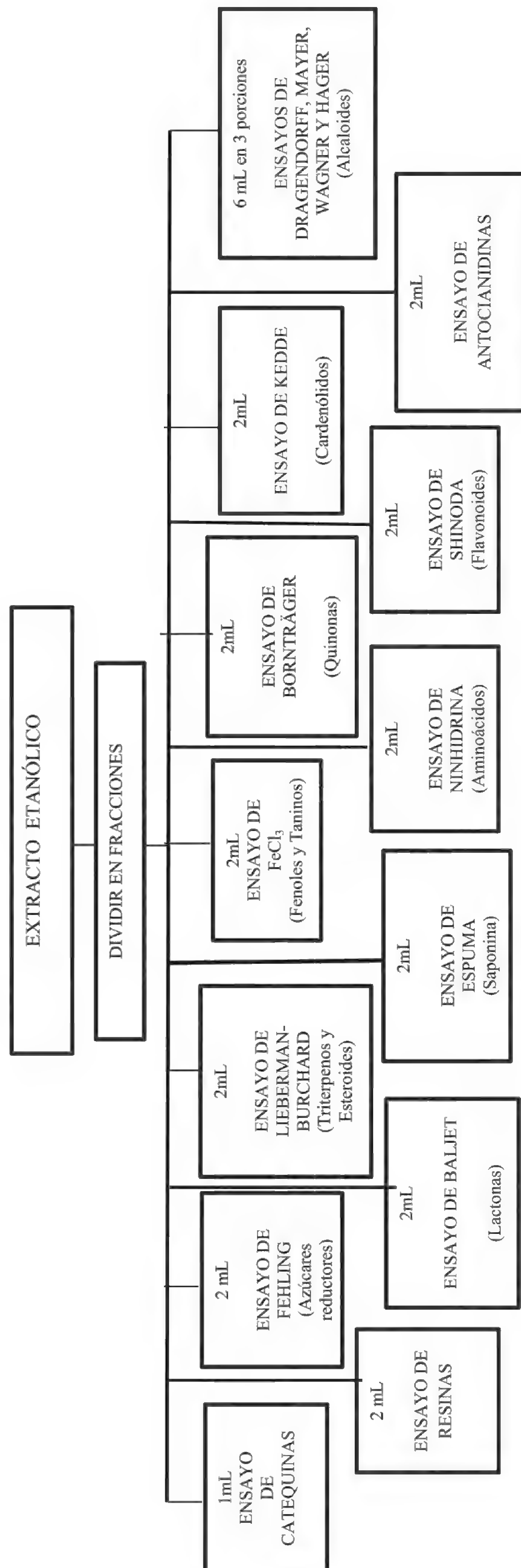
Fig. 1. A. Recolección de *Solanum multifidum* Lam. Cerro Campana-La Libertad (244 m.s.n.m.); B. Flores en antésis de *Solanum multifidum* Lam.; C. Bayas de *Solanum multifidum* Lam.; D. Recolección de *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. Cerro Campana-La Libertad (700 m.s.n.m.); E. Flor en antésis de *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl.; F. Bayas maduras y hojas de *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl.



ESQUEMA I. Extracción sucesiva del material vegetal para la aplicación de técnicas de tamizaje fitoquímico



ESQUEMA II. Reacciones a realizar en el extracto de éter etílico



ESQUEMA III. Reacciones a realizar en el extracto etanólico



ESQUEMA IV. Reacciones a realizar en el extracto acuoso

Tabla 1. Tamizaje fitoquímico de la hoja, flor y fruto de *Solanum multifidum* Lam.

Metabolitos	**Ensayo**	**Extracto etéreo**			**Extracto etanólico**			**Extracto acuoso**		
		H	**F**	**Fr**	**H**	**F**	**Fr**	**H**	**F**	**Fr**
Alcaloides	Dragendorff	++	+	+	+++	+	+	+++	+	+
	Mayer	++	+	+	+++	+	+	+++	+	+
	Wagner	++	+	+	+++	+	+	+++	+	+
Compuesto fenólicos	Tricloruro Férrico				++	+++	+	+	+	+
Flavonoides	Shinoda				++	++	++	+	+	+
Antocianidinas					+	+	+			
Catequinas	Catequinas				+	+	+			
Taninos	Gelatina-sal							+	+	+
Lactonas y cumarinas	Baljet	+	+	+	+	+	+			
Triterpenos y Esteroides	Lieberman-Buchard	+++	+	+	+++	+	+			
Cardenólidos	Kedde				-	-	-			
Quinonas	Bornträger				-	-	-			
Saponinas	Espuma				+	+	-	++	+	-
Azúcares Reductores	Fehling				+	+	+	+	+	+
Aceites y grasas	Sudan III	+	+	+						
Aminoácidos	Ninhidrina				+	++	+			
Resinas	Resinas							-	-	-
Mucílagos								-	-	-

H: Hoja; F: Flor; Fr: Fruto
(-) Ausencia; (+) leve; (++) moderado; (+++) abundante

Tabla 2. Tamizaje fitoquímico de la hoja, flor y fruto de *Lycianthes lycioides* (L.) *Hassl.*

Metab		**etéreo**			**etanólico**			**acuoso**		
		H	**F**	**Fr**	**H**	**F**	**Fr**	**H**	**F**	**Fr**
Alcaloides	Dragendorff	++	+	+	+++	+	+	+++	+	+
	Mayer	++	+	+	+++	+	+	+++	+	+
	Wagner	++	+	+	+++	+	+	+++	+	+
Compuesto fenólicos	Tricloruro Férrico				++	+	+	++	+	+
Flavonoides	Shinoda				+	+	+++	+	+	+++
Antocianidinas					+	+	+			
Catequinas	Catequinas				+	+	+			
Taninos	Gelatina-sal							+	+	+
Lactonas y cumarinas	Baljet	-	-	-	-	-	-			
Triterpenos y Esteroides	Lieberman-Buchard	++	+	++	++	+	++			
Cardenólidos	Kedde				-	-	-			
Quinonas	Bornträger				-	-	-			
Saponinas	Espuma				+	+	-	++	+	-
Azúcares Reductores	Fehling				+	+	+	+	+	++
Aceites y grasas	Sudan III	+	+	+						
Aminoácidos	Ninhidrina				+	+	+			
Resinas	Resinas							-	-	-
Mucílagos								-	-	-

H: Hoja; F: Flor; Fr: Fruto
(-) Ausencia; (+) leve; (++) moderado; (+++) abundante

Arnaldoa 21 (1): 105 - 118, 2014 ISSN: 1815-8242

Patrones Electroforéticos de proteínas solubles de semillas de *Prosopis pallida* y *Prosopis juliflora* "algarrobos" de la Costa del Departamento de La Libertad, Perú

Electrophoretic patterns of soluble proteins from seeds of *Prosopis pallida* and *Prosopis juliflora* "carob" of the Coast Department of the Liberty, Peru



Doris Mercado Paredes, Carlos Nomberto Rodríguez & Carlos León Torres
Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo-Perú.
Doris_mp60@hotmail.com; untcarlos@hotmail.com; cartaviolabs@hotmail.com
Cecilia Betzabet Bardales Vásquez
Facultad de Ciencias. Universidad Privada Antenor Orrego.Trujillo-Perú
cbardalesv@upao.edu.pe

Resumen

El propósito del presente trabajo fue determinar Patrones Electroforéticos en Gel de Poliacrylamida de las proteínas solubles de semillas (embrión) de *Prosopis pallida* (Humb. Bonpl. & ex Willd.) Kunth "algarrobo" y *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. 'algarrobo" de la Costa del Departamento La Libertad, Perú, con la finalidad de comprobar, si los caracteres fenotípicos externos, mantienen su diferencia a nivel de fenotipos moleculares. Para tal efecto, las muestras fueron sometidas a electroforesis en placa vertical y buffer Tris-Glicina 0.05 M. pH. 8.3, T 8°C, tiempo 6 horas lográndose 14 fracciones en ambas especies y a la lectura densitométrica computarizada más de 20 fracciones en cada especie, las cuales igualmente son coincidentes. Por lo cual, consideramos que bajo las condiciones del presente trabajo, *Prosopis pallida* y *Prosopis juliflora* son la misma especie, queda la posibilidad que estudios a nivel de secuenciación de bases del DNA demuestren lo contrario.

Palabras clave: Patrones electroforéticos, proteínas, *Prosopis pallida*, *Prosopis juliflora*, Departamento La Libertad, Perú.

Abstract

The purpose of this study was to determine Gel Electrophoretic patterns of soluble proteins Poliacrylamida seed (embryo) of *Prosopis pallida* (Humb. Bonpl. & ex Willd.) Kunth "carob" and *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. "carob", of the Coast Department of the Liberty, Peru, in order to check whether external phenotypic characters maintain their difference molecular level phenotypes. To this end the samples were subjected to electrophoresis in a cantilever and Tris-Glycine buffer 0.05 M. pH. 8.3, T 8 ° C, 6 hours while achieving 14 fractions in both species and computerized densitometry fractions over 20 species which are also coincident. Therefore we believe that under the conditions of this study, *Prosopis pallida* and *Prosopis juliflora* are the same species, the possibility remains that level studies of DNA base sequencing prove otherwise.

Key words: Electrophoretic patterns, proteins, *Prosopis pallida*, *Prosopis juliflora*, the Liberty Department, Peru.

Introducción

El género *Prosopis* que abarca unas 28-45 especies para el mundo, con unas 5-6 especies de ellas citadas para el Perú, está distribuido por todas las regiones áridas y semiáridas de América, Asia y África; teniendo a la Argentina como su centro de polimorfismo muy particular y propio (Vilela, 1998).

Entre las características que permiten delimitar las especies, del género *Prosopis* se citan: al hábito de porte variado, que va de arbóreo a arbustivo, pudiendo llegar hasta 20 m de altura y 2 m de diámetro; las ramas con espinas o sin ellas, u otras especies con la presencia de púas originadas por células y a lo largo de las ramas; las hojas bipinnadas, alternas cuando jóvenes, y con tamaño, forma, pubescencia y espacios que separan los folíolos como caracteres taxonómicos muy particulares para distinguir las especies. Igualmente, las flores hermafroditas, frutos en legumbres modificadas, generalmente carnosas e indehiscentes y muy variables en forma, tamaño y color, complementan los caracteres usados mayormente por la taxonomía clásica u ortodoxa (Burkart, 1952; Díaz, 1995).

Por otro lado, las especies del género *Prosopis*, representan recursos naturales renovables elementales y fundamentales sobre todo para el desarrollo del poblador rural de la Costa Norte y ciertos valles Occidentales e Interandinos del Perú, constituyéndose para ello, en extraordinarios Recursos Forestales, forrajeros, energéticos

y alimenticios; además, de constituirse en excelentes fijadores del suelo evitando la erosión. Igualmente, es importante recalcar, que por crecer en suelos marginales en condiciones de extrema aridez, sumados a los múltiples beneficios que brindan, constituyen una alternativa promisoria para la rehabilitación a bajo costo de las grandes extensiones de la región de la costa (Aldave & Mostacero, 1988; Aguirre, 1989).

También, debe hacerse de conocimiento que la determinación de las especies, está basada fundamentalmente en los caracteres foliares, florales, del fruto, y del hábito; caracteres fácilmente observables y medibles tanto en el campo como en el laboratorio.

Otros autores, además consideran las características de adaptación al medio; las que analizadas y una vez determinada su constancia, pueden tomarse como caracteres igualmente Taxonómicos. A pesar de todo esto, la determinación de especies a través de caracteres morfológicos únicamente aún sigue teniendo serias limitaciones. Por lo que, resulta muy aconsejable se tomen en cuenta otros caracteres más constantes (Barriga, 1988; Vilela & Palacios, 1998).

Las especies del género *Prosopis*, han sido durante muchos años objeto de discusión y duda respecto a su verdadero *status* taxonómico. Es así, que se proporcionan diversos nombres que aparentemente corresponden a las especies que habitan en la Costa peruana, sin embargo, las muestras de *Prosopis* denotan diferencias morfológicas, algunas de las cuales coinciden con las descripciones específicas de las obras consultadas y otras no (Ferreyra, 1987).

El Departamento de La Libertad posee varias comunidades de "algarrobales" ubicados en las Provincias de Virú, Pacasmayo, San Pedro de Lloc, y Chepén, considerados actualmente comunidades relictos por la explotación indiscriminada a la que han sido expuestas, por lo que, requieren de una investigación urgente en varios aspectos, entre los que estarían la determinación taxonómica de sus especies para luego emprender estudios de evaluación y conservación que conlleven a preservar y proteger estas escasas y dispersas comunidades; pues, los estudios que se conocen hasta hoy, sólo están referidos a inventarios florísticos generales sin dilucidar los problemas taxonómicos del género, puesto que, no han llegado a delimitar en forma detallada los taxa pertenecientes a cada bosque (Ferreyra, 1979; 1987; Sánchez, 1984; Rodríguez, 1996).

Afortunadamente, la evolución actual de las técnicas empleadas en estudios de la Biodiversidad, desde la sistemática basada en la morfología, hasta el análisis molecular fino de proteínas y ácidos nucleicos pasando por el análisis cromosómico, hacen posible vislumbrar y asegurar que la determinación de las especies se harán con mayor precisión, las que sin duda, dilucidarán las controversias actuales (Parra & Ortiz, 1993; Salas, 1997).

En este contexto, la técnica electroforética en gel de Poliacrylamida, que posee un gran poder de sensibilidad y que ofrece una gran ventaja para diferenciar especies estrechamente emparentadas dentro de un género o una familia, está al alcance de los métodos taxonómicos, (Canchachí, 1977).

En nuestro medio, la técnica de electroforesis es todavía de poco uso para la sistemática de especies tanto vegetales como animales. Sin embargo, se han efectuado ya trabajos empleando la técnica electroforética en gel de poliacrylamida para obtener patrones electroforéticos de proteínas de semillas tales como: *Lupinus mutabilis*

"chocho", *Hordeum vulgare* "cebada", *Phaseolus vulgaris* "fréjol" *Capsicum annuum* "ají", proteínas de la harina de "quinua", "cañihua" y "soya". Así como, proteínas solubles de "camarón" de río y "monengue" (Olivera & Arrascue, 1971; Canchachí & Arellano, 1974; 1977; Cortez, 1979; Salas, 1997; Chávez, 1997).

La interpretación y el valor de la técnica electroforética en gel de poliacrylamida, radica en que, las proteínas de una especie representan una expresión fenotípica a nivel molecular, las que pueden ser separadas en un sistema electroforético, debido a su peso molecular, carga eléctrica entre otros. Constituyéndose por ende, en marcadores de biodiversidad, debido a que la variación de los patrones electroforéticos pueden ser comprendidos en términos genéticos y moleculares, por lo cual, son ampliamente aceptados como una fuente de datos valiosos en evolución, sistemática y genética (Salas, 1997).

La revisión bibliográfica, sobre la taxonomía de las especies del género *Prosopis*, nos permite aseverar que los autores aún no se ponen de acuerdo en determinar si son especies diferentes, o que las diferencias fenotípicas que presentan sólo son consecuencia de los factores ambientales que se presentan en las regiones donde se desarrollan.

Por todo lo manifestado en los párrafos anteriores y, con el fin de contribuir a dilucidar estas controversias taxonómicas, se proyectó este trabajo, con la finalidad de establecer patrones electroforéticos en gel de las poliacrylamida de proteínas solubles de las semillas de *Prosopis pallida* (Humb. Bonpl. & ex Willd.) Kunth y *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. y así, determinar si en verdad son especies diferentes debido a que mantienen sus características diferenciales fenotípicas a nivel molecular, o no.

Es decir, determinar hasta qué punto sigue teniendo vigencia el Método Ortodoxo o clásico en la determinación taxonómica, y cual, sería realmente el aporte o el papel que jugaría la técnica electroforética en la taxonomía.

Material y métodos

Material Biológico. Extracto crudo de proteínas de embriones de semillas de *Prosopis pallida* (Humb. Bonpl. & ex Willd.) Kunth y *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. de la costa del Departamento de la Libertad, Perú (Fig. 1,2,3,4).

Métodos:

Obtención del embrión: De las vainas de "algarrobo" son extraídas las semillas las cuales mediante acción manual se les elimina el pericarpio, quedando los cotiledones (Fig. 7.) los cuales contienen el embrión, el cual es separado utilizando un estilete (Fig. 5. 6.).

Extracción de proteínas: Se empleó 100 mg de embriones y se procedió a la obtención de las proteínas empleando 10 ml de solución extractora (68mMTris-CH pH 8.0; SDS 1%; Glicerol 1% y 2-Mercaptoetanol 4%) en un mortero por 20 minutos, el sobrenadante es tratado con 1 ml de acetona helada, dejándose en reposo por media hora, centrifugado en las mismas condiciones, el precipitado es re suspendido con 0,5 ml de buffer de corrido Tris-Glicerina 0.05M de pH 8.3. Esta solución, se guarda en congelación para ser empleada en los corridos electroforéticos, previa diálisis por 24 horas en el buffer de corrido. Muestra de corrido: Del sobrenadante se toma 0.01 ml al cual se le adiciona dos gotas de glicerina y una gota de azul de bromofenol; de esta mezcla, se toma 0.03 ml para cada corrido electroforético.



Fig. 1. Árbol de *Prosopis*



Fig. 2. Frutos y semillas de *Prosopis*



Fig. 3. Inflorescencia y hoja de *Prosopis pallida*



Fig. 4. Inflorescencia y hoja de *Prosopis juliflora*

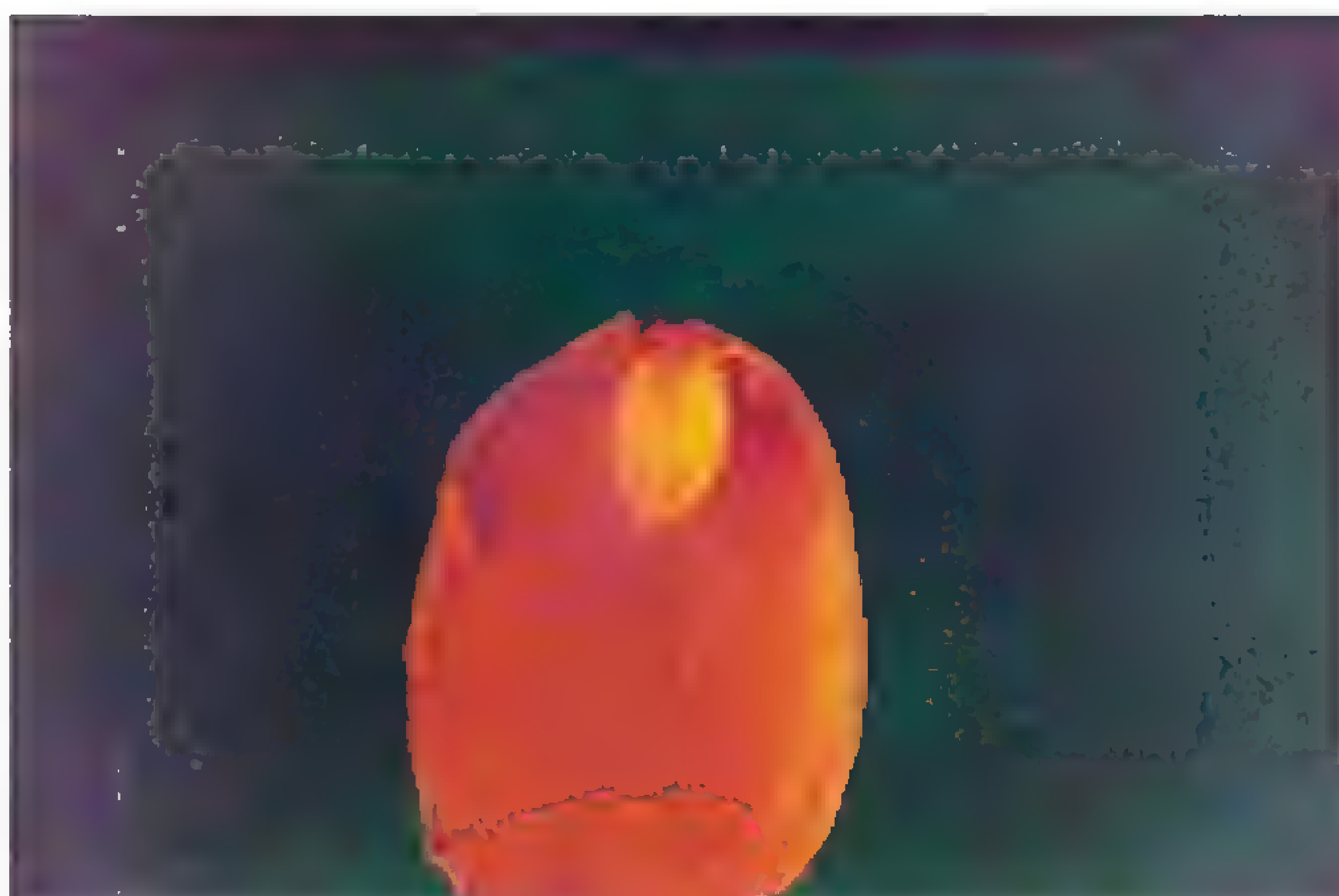


Fig. 5. Cotiledón con embrión en su integridad

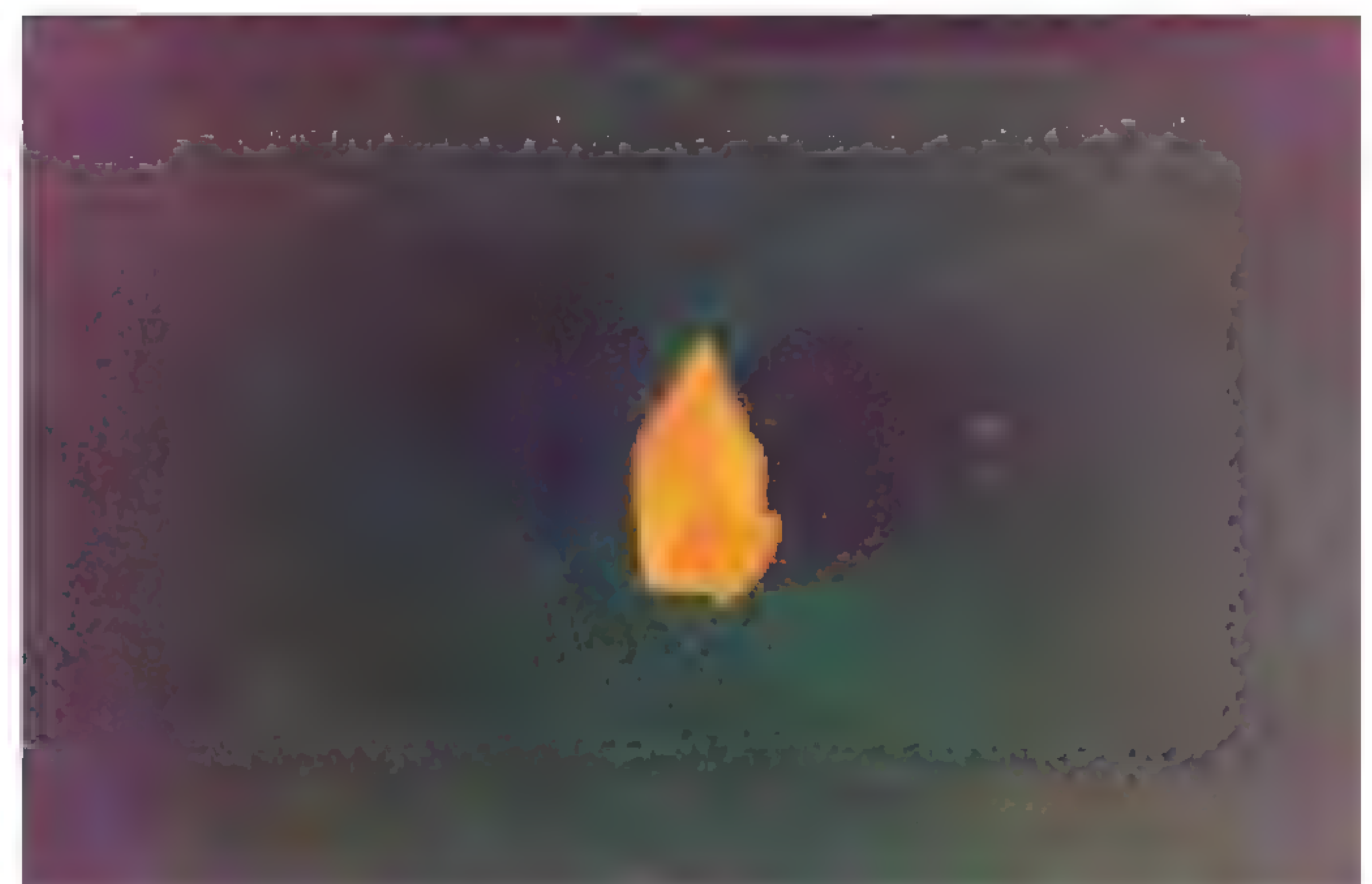


Fig. 6. Embrión aislado de *Prosopis*

Técnica de corrido electroforético de proteínas en gel de poliacrylamida en placa: Esta técnica se basa en la migración de las proteínas en un campo eléctrico el cual utiliza como soporte un gel, (Poliacrylamida, Fig. 7). La preparación del gel de corrido involucra la preparación de soluciones Stock, que tienen la siguiente preparación (Davis, 1964):

Stock A: HCl 1N (48 ml); Tris (36,6g); Temed (6,23 mi); Agua destilada (100 mi); pH: 8,9.

Stock B: Hcl 1N; Tris (5,98 g); Temed (0.46 mg); Agua destilada (100ml); pH : 6,7.

Stock C: Acrylamida (28 g); Bis (07,35 g); Agua destilada (100 ml).

Stock D: Acrylamida (10 g); Bis (2,5g);

Agua destilada (100 ml).

Stock E: Riboflavina (0,004 g); Agua destilada (100 ml).

Stock F: Sucrosa (40 g); Agua destilada (100 ml).

Preparación del gel corrido: La placa del corrido, está constituida por dos tipos de geles: el gel de concentración y el gel de resolución a una concentración de 7% y 25% respectivamente. Cada uno de ellos, tienen una composición diferente que se consigue utilizando las soluciones stock como se indica a continuación:

Gel de Concentración: Stock "B" 0,5 ml.; Stock "D" 1,0 ml.; Stock "E" 0,5 ml. Gel de Resolución: Stock "A" 1,5 ml; Stock "C" 3,0 ml. Agua Destilada 1,5 ml. Persulfato de Amonio 6,0 ml.

Buffer de corrido: Se utilizó como buffer de corrido el Tris-Glicina de 0.005M, el cual es repartido en ambas celdas de la cámara de corrido (Superior e inferior). El proceso de la electroforesis se realiza a 8 ° C en refrigeración, con una intensidad de 2 miliamperios por muestra, por un período de tiempo de 5 horas, al término del cual se corta el circuito eléctrico.

Revelado de las proteínas: En esta fase de la electroforesis, se procedió en primer término a la extracción del gel de la cámara de corrido, separando el gel de la placa de vidrio mediante el flujo de agua corriente y colocado en un recipiente, en el cual se adicionó una solución fijadora de proteínas constituida por el azul; de Coomassie al 1% en ácido acético, por 14 minutos; al término de este tiempo se recuperó el fijador y se procedió al decolorado del gel, para lo cual se utilizó una solución de metanol, ácido acético glicerol, agua destilada, (120: 20: 280 mi) respectivamente (Hussain, 1986) hasta que se apreció la aparición de bandas azules que reflejaron la presencia de proteínas.

Determinación del Rf.: Luego del revelado de las bandas proteicas se procede a la medición de la longitud de desplazamiento del colorante marcador (ABF), este dato nos da el valor de un frente. Luego se procede a determinar el desplazamiento de cada una de las fracciones proteicas separadas en el medio de soporte, tales medidas constituyen individualmente otro frente. La proporción entre la distancia de cada una de las bandas proteicas con el desplazamiento del marcador es lo que constituye la razón proporción de "frentes"

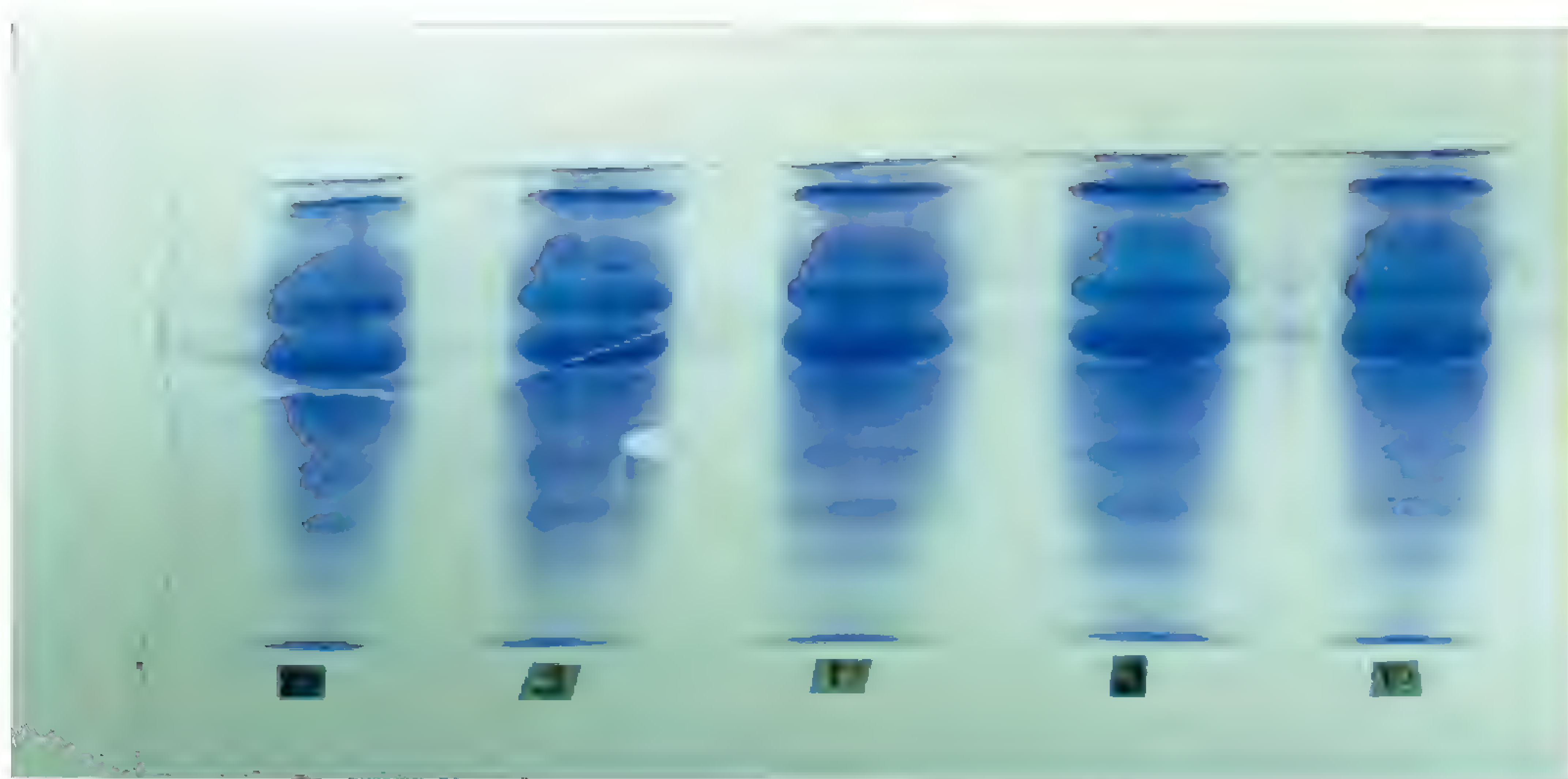


Fig. 7. Perfiles electroforéticos de *Prosopis pallida* y *Prosopis juliflora* en gel de Poliacrylamida en placa. Buffer Tris-Glicina 0.005 M, pH 8.3

Gráfico 1. Proteinogramas de *P. pallida* y *P. juliflora*

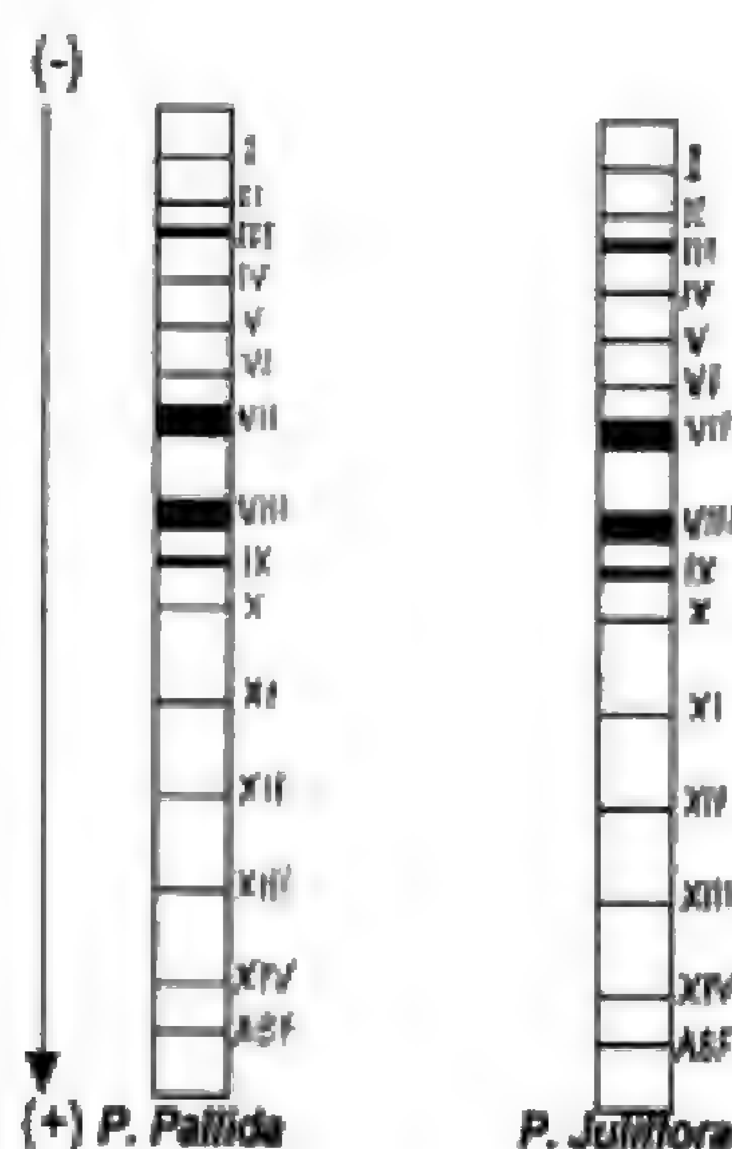


Gráfico. 2. Densiometría de *P. pallida*

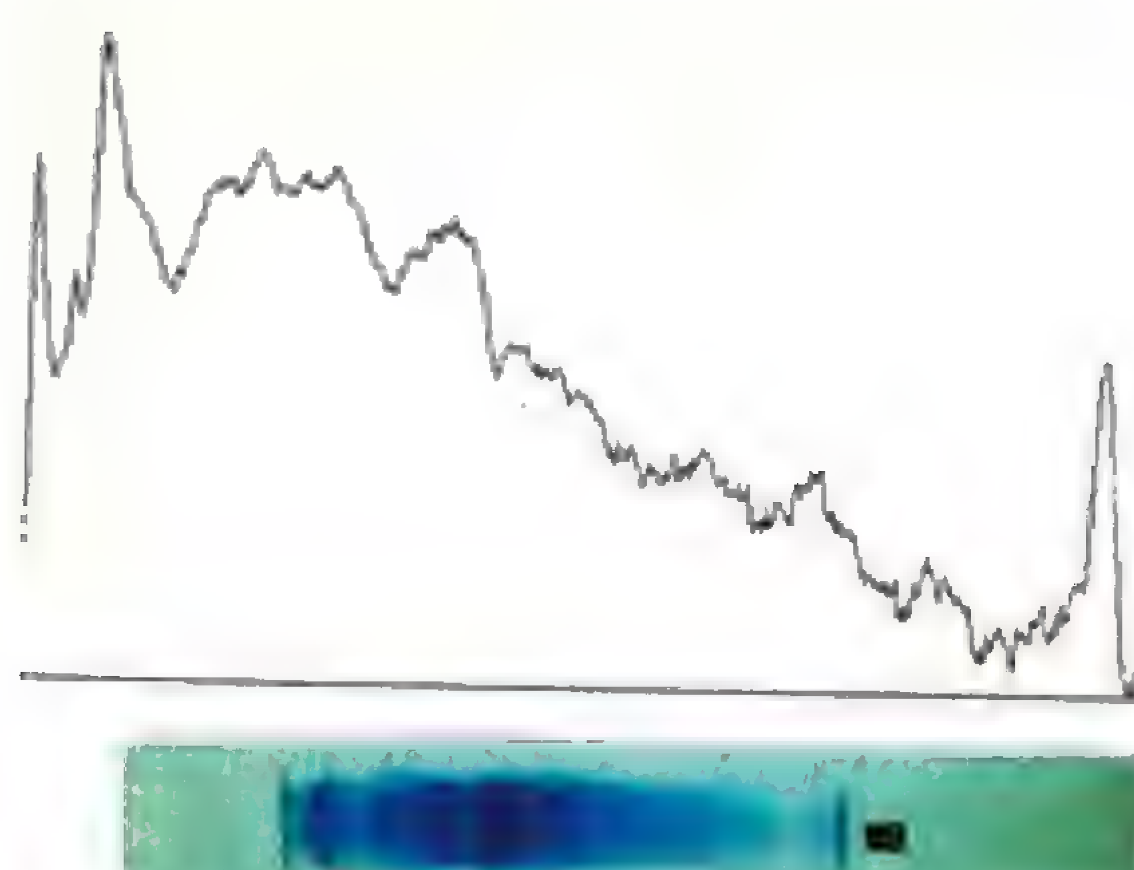
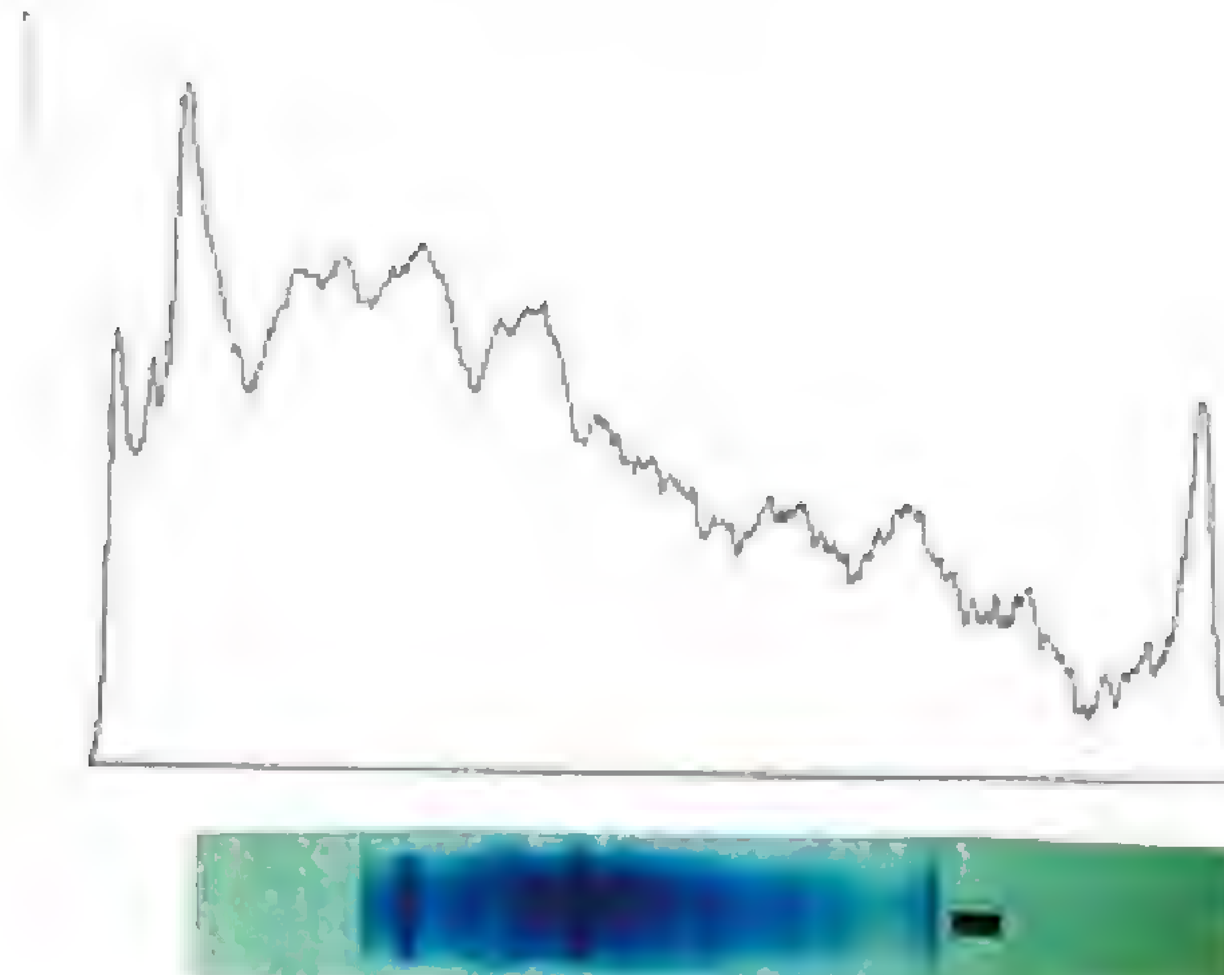


Gráfico. 3. Densiometría de *P. juliflora*



y se designa representativamente (Rf.). Este es constante para cada sustancia en un solvente dado y bajo las mismas condiciones (Gráfico 1, 2, 3)

Tratamiento estadístico: Con los valores obtenidos del Rf. Se obtuvo el promedio aritmético y la desviación estándar de cada una de las bandas de proteína de *Prosopis pallida* (Humb. Bonpl. & ex Willd.) Kunth y *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. en estudio (Steel & Torrie, 1985.)

Resultados

En la determinación de los perfiles electroforéticos en gel de poliacrylamida de proteínas de *Prosopis pallida* y *Prosopis juliflora*, las características cualitativas de los electroforegramas presentan un número de 14 fracciones según la resolución óptica de la vista humana (Gráfico 1; Fig. 7).

Teniendo en cuenta, la distancia de corrido en el gel de resolución desde el polo negativo al polo positivo de 60 mm para *Prosopis pallida* y de 59 mm para *Prosopis juliflora* la mitad de la longitud del gel de resolución y el tiempo de recorrido (6 horas) demuestra, que existe fracciones de migración rápida que se desplazan más allá del límite medio (56 mm) y fracciones de migración lenta que alcanzan una migración máxima de 28 mm para *Prosopis pallida* y *Prosopis juliflora* respectivamente.

TABLA 1: Valores de Rf. de las fracciones de *Prosopis pallida* (Humb. Bonp & ex Willd.) Kunth obtenidos mediante electroforesis en gel de poliacrylamida

	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	XIII	XIV
1	0.051	0.085	0.102	0.169	0.237	0.288	0.407	0.475	0.508	0.627	0.746	0.847	0.966
2	0.051	0.068	0.102	0.153	0.220	0.288	0.407	0.475	0.525	0.627	0.746	0.847	0.966
3	0.051	0.068	0.085	0.169	0.220	0.288	0.407	0.475	0.508	0.627	0.746	0.847	0.966
4	0.051	0.068	0.085	0.169	0.237	0.271	0.390	0.458	0.508	0.593	0.746	0.847	0.966
5	0.051	0.085	0.102	0.153	0.237	0.271	0.390	0.458	0.508	0.593	0.780	0.831	0.949
6	0.034	0.085	0.102	0.153	0.237	0.271	0.390	0.458	0.508	0.593	0.780	0.831	0.949
7	0.051	0.085	0.102	0.169	0.220	0.305	0.407	0.475	0.525	0.593	0.780	0.831	0.949
8	0.051	0.085	0.102	0.169	0.220	0.305 .	0.407	0.475	0.525	0.627	0.763	0.847	0.966
9	0.034	0.085	0.102	0.169	0.220	0.305 '	0.407	0.475	0.525	0.627	0.763	0.847	0.966
10	0.034	0.068	0.085	0.169	0.220	0.305	0.424	0.475	0.525	0.644	0.746	0.847	0.966
1 1	0.051	0.085	0.102	0.237	0.237	0.288	0.424	0.475	0.492	0.644	0.746	0.847	0.966
12	0.051	0.085	0.102	0.237	0.237	0.288	0.424	0.475	0.492	0.644	0.746	0.831	0.949
13	0.034	0.068	0.085	0.220	0.220	0.305	0.390	0.458	0.492	0.644	0.763	0.831	0.949
14	0.034	0.068	0.085	0.220	0.220	0.305	0.390	0.458	0.508	0.627	0.763	0.831	0.949
15	0.034	0.068	0.085	0.220	0.220	0.305	0.390	0.458	0.508	0.627	0.763	0.847	0.949
16	0.051	0.085	0.102	0.237	0.237	0.288	0.390	0.458	0.525	0.627	0.763	0.864	0.932
17	0.051	0.085	0.102	0.237	0.237	0.288	0.407	0.475	0.525	0.627	0.746	0.864	0.932
18	0.034	0.068	0.085	0.220	0.220	0.305	0.407	0.475	0.525	0.627	0.746	0.864	0.932
19	0.051	0.085	0.102	0.220	0.220	0.305	0.407	0.475	0.525	0.627	0.746	0.831	0.949
20	0.051	0.085	0.102	0.220	0.220	0.305	0.407	0.475	0.492	0.644	0.746	0.831	0.949

TABLA 2: Valores de Rf. de las fracciones de *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. obtenidos mediante electroforesis en gel de Poliacrylamida

	I	II	III	IV	V	VI	VII	VIII	IX	X	XI	XII	XIII	XIV
1	0.017	0.033	0.067	0.083	0.167	0.233	0.267	0.400	0.467	0.517	0.617	0.733	0.850	0.967
2	0.017	0.033	0.067	0.083	0.167	0.233	0.267	0.400	0.467	0.517	0.617	0.733	0.850	0.967
3	0.017	0.033	0.067	0.100	0.167	0.217	0.283	0.383	0.467	0.517	0.617	0.733	0.867	0.967
4	0.017	0.033	0.083	0.100	0.150	0.217	0.283	0.383	0.467	0.533	0.600	0.717	0.867	0.950
5	0.033	0.017	0.083	0.100	0.150	0.217	0.283	0.383	0.450	0.533	0.600	0.717	0.867	0.950
6	0.033	0.017	0.083	0.100	0.150	0.217	0.283	0.400	0.450	0.533	0.600	0.717	0.833	0.950
7	0.033	0.050	0.083	0.100	0.133	0.250	0.300	0.400	0.467	0.500	0.617	0.700	0.833	0.950
8	0.017	0.033	0.050	0.083	0.133	0.250	0.300	0.400	0.467	0.500	0.633	0.700	0.833	0.933
9	0.017	0.033	0.050	0.083	0.133	0.250	0.300	0.417	0.467	0.500	0.633	0.700	0.850	0.933
10	0.017	0.033	0.050	0.083	0.167	0.233	0.283	0.417	0.450	0.533	0.633	0.700	0.850	0.956
11	0.017	0.033	0.050	0.083	0.167	0.233 '	0.283	0.417	0.450	0.533	0.617	0.733	0.850	0.967
12	0.033	0.050	0.067	0.100	0.167	0.233	0.283	0.383	0.450	0.533	0.617	0.733	0.850	0.967
13	0.033	0.050	0.067	0.100	0.150	0.217	0.267	0.383	0.467	0.517	0.617	0.733	0.867	0.933
14	0.033	0.050	0.067	0.100	0.150	0.217	0.267	0.383	0.467	0.517	0.633	0.700	0.867	0.933
15	0.017	0.033	0.067	0.100	0.150	0.217	0.267	0.400	0.467	0.517	0.633	0.700	0.867	0.933
16	0.017	0.033	0.067	0.100	0.167	0.233	0.283	0.400	0.467	0.533	0.633	0.700	0.883	0.950
17	0.017	0.033	0.067	0.100	0.167	0.233	0.283	0.400	0.450	0.533	0.600	0.700	0.883	0.950
18	0.017	0.033	0.050	0.083	0.167	0.233	0.283	0.383	0.450	0.533	0.600	0.717	0.883	0.950
19	0 033	0.017	0.050	0.083	0.150	0.217	0.267	0.383	0.450	0.500	0.600	0.717	0.883	0.933
20	0.033	0.017	0.050	0.083	0.150	0.217	0.267	0.383	0.450	0.500	0.600	0.717	0.900	0.933

TABLA 3: Valores de Rf. de las diferentes fracciones protéicas de los electroforegramas de *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. los valores representan los promedios de veinte repeticiones

	X	**S**
I	0.023	0.008
II	0.033	0.010
II	0.064	0.012
IV	0.092	0.008
V	0.155	0.012
VI	0.228	0.012
VII	0.279	0.011
VIII	0.394	0.012
IX	0.459	0.008
X	0.519	0.013
XI	0.615	0.013
XII	0.715	0.014
XIII	0.861	0.018
XIV	0.948	0.013

TABLA 4: Valores de Rf. de las diferentes fracciones protéicas de los electroforegramas de *Prosopis pallida* (Humb. Bonp. & ex Willd.) Kunth los valores representan los promedios de veinte repeticiones

	X	**S**
I	0.024	0.009
II	0.045	0.008
III	0.078	0.009
IV	0.096	0.008
V	0.163	0.007
VI	0.226	0.008
VII	0.293	0.012
VIII	0.403	0.012
IX	0.469	0.008
X	0.512	0.013
XI	0.624	0.017
XII	0.756	0.013
XIII	0.843	0.011
XIV	0.953	0.012

En la Fig. 7, se muestra dicho aspecto, ambas muestras presentan fracciones de desplazamiento lento correspondientes a las fracciones I, II, III IV, V, VI, VII, VIII, IX, y las fracciones X, XI, XII, XIII y XIV de desplazamiento rápido.

Corroborando estos hechos, consecuentemente los valores de medición relativa (Rf.), (tabla I y II) calculados en base a una mayor o menor distancia de desplazamiento en un mismo tiempo, existe una relación directa, entre las dimensiones reales de las distancias recorridas por cada banda de proteína y la medición relativa que son características para cada fracción de proteína del electroforegrama. Estos valores calculados en ambas muestras son muy similares tal como se puede apreciar en las tablas III y IV.

Las lecturas de los electroforegramas al densitómetro computarizado nos muestra un mayor número de fracciones (> 20) en cada una de las muestras, como lo demuestran las gráficos 2 y 3; pero, como puede apreciarse los picos del gráfico, son coincidentes para cada fracción proteica en ambas especies.

Discusión

Según los resultados obtenidos en el presente trabajo, se demuestra, que bajo condiciones experimentales de laboratorio, los extractos de proteínas solubles de embriones de semillas de *Prosopis pallida* (Humb. Bonp. & ex Willd.) Kunth y *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. presentan, una marcada similitud en el número de fracciones proteicas. Asimismo, la determinación del Rf. nos muestra, que el número de fracciones de migración lenta y rápida son similares. Este resultado, se asemeja a los resultados encontrados por Parra & Ortiz, (1993) al analizar proteínas de semillas de variedades de *Zea mays* "maíz".

Los resultados, no reflejan una diferencia marcada en el número de fracciones proteicas en las especies en estudio (*Prosopis pallida* y *Prosopis juliflora*), esto podría deberse en parte, al tipo de muestra empleada para el presente trabajo, el embrión, el que ha sido empleado en su estado de latencia, estado en que es probable no se encuentren manifestadas las proteínas que podrían dar las características fenotípicas propias de cada especie. Como se conoce, los fenotipos pueden ser producidos por sistemas genéticos diferentes (sistemas poligénicos), los cuales tienen la capacidad de responder adaptativamente frente a un amplio rango de variaciones de factores ambientales (Kirpichnikov, 1973; Vilela & Palacios, 1998).

El embrión es el primer estado de un organismo y muchos de los cambios fenotípicos se dan en el transcurso de desarrollo y dichos cambios operan a nivel molecular (proteínas) las cuales estarían correlacionadas con la intensa organogénesis de un organismo completo (Duke & Panteloúries, 1963).

Debemos considerar, que el establecimiento de los modelos electroforéticos de los constituyentes proteicos de un organismo, pueden variar dependiendo de qué parte se toma para el estudio, como el caso particular del presente estudio (embrión).

El número de fracciones que muestra la lectura densitométrica y, que no se aprecian ópticamente en los electroforegramas, puede deberse a la baja concentración de proteínas presentes en la muestra de corrido.

Existe la posibilidad de una mejor extracción de proteínas, logrando una mejor

nitidez de las fracciones, sin embargo, el número de estas es la misma en ambas muestras.

Por los resultados obtenidos, podemos afirmar que, bajo las condiciones experimentales del presente trabajo *Prosopis pallida* y *Prosopis julifiora* son la misma especie; dejando la alternativa que posteriores trabajos a nivel de secuenciación del DNA demuestren lo contrario.

Conclusiones

• Los electroforegramas de las proteínas de embrión de *Prosopis pallida* (Humb. Bonp. & ex Willd.) Kunth, y *Prosopis juliflora* (Sw.) DC, muestran que son la misma especie.

• La electroforesis en gel de poliacrylamida, permite determinar presencia de concentraciones muy pequeñas de proteínas.

• La técnica de electroforesis, puede ser aplicada en la caracterización y sistematización de vegetales en las primeras etapas de desarrollo

Literatura Citada

Aguirre, A. 1989. Evaluación de dos planteaciones de "algarrobo" (*Prosopis pallida*) en Riego por Goteo en las zonas áridas de los Departamentos de Piura, Piura-Perú.

Aldave, A. & J. Mostacero. 1988. Especies de plantas peruanas de importancia económica. Edit. Libertad. Trujillo-Perú.

Barriga, C. 1988. Revisión y Análisis de la Bibliografía Nacional sobre el género *Prosopis* I parte.

Burkart, A. 1952. Las Leguminosas Argentinas Silvestres y Cultivadas. 2da Edic. Edit. Buenos Aires-Argentina, p 126-143.

Canchachí, W.; F. Cueva & J. Arellano. 1974. Electroforegramas de las proteínas de *Dormitator latifrom* "monengue" en geles de Poliacrylamida. Quinto Congreso Nacional de Biología. Cuzco-Perú.

Canchachí, W; F. Cueva & J. Arellano. 1974. Patrones electroforéticos en geles de Poliacrylamida de las proteínas solubles de "camarón de río": Estudio comparativo de las especies *Macrobrachium inca* y *Cryphiops caementarius*. Quinto Congreso Nacional de Biología. Cuzco-Perú.

Canchachí, W; F. Cueva & J. Arellano. 1977. Variaciones de los modelos electroforéticos de las proteínas de *Lupinus* sp. "chocho" en granos secos germinados, remojados y hervidos. Quinto Congreso Nacional de Biología. Cuzco-Perú.

Cortez, R. 1979. Modelos de electroforéticos de las proteínas de *Phaseolus vulgaris* L. I. Estudio preliminar de las fracciones Proteicas en semillas secas y germinadas de Tres variedades. Trabajo de habilitación para Promoción Docente. UNT. Trujillo-Perú.

Chávez, J. 1997. Perfil Electroforético en gel de Poliacrylamida de Proteínas de *Solanum tuberosum* L. "papa", en cultivares amarilla de Carabamba y de San Ignacio. Tesis Biólogo. Universidad de Trujillo.

Davis, B. 1964. Disc Electrophoresis - II. Method and Application to Human Serum Proteins. Gel Electrophoresis. Annals of the New York Academy of Sciences. 121 (2): 405 - 426.

Díaz, A. 1995. Los "Algarrobos". 1ra Edic. Lambayeque - Perú. pp. 15-17.

Duke, P. & F. Pantelouries. 1963. Ontogénesis of lymph proteins in *Drosophila melanogaster*. Comp. Bioch. Physiol. 10: 351-355.

Hussain, A. 1986. Manual Práctico para Detección de Isoenzimas y otras Proteínas. Centro Internacional de Agricultura Tropical-CIAT.

Ferreyra, R. 1979. El "algarrobo" y "Manglar" de la Costa Norte del Perú. Boletín de Lima pp. 132-135. Lima-Perú.

Ferreyra, R. 1987. Estudio Sistemático de los "Algarrobales" de la Costa Norte del Perú. Ministerio de Agricultura. Instituto Nacional Forestal y de Fauna. Lima-Perú

Kirpichnikov, V. S. 1973. Geneticand Metagenesis offish. New York. Pg. 224-233

Olivera, A. & W. Arrascue. 1971. Proteínas de la Harina de "Quinua", "Cañihua" y "Soya". Tercer estudio comparativo electroforéticos sobre gel de Poliacrylamida. Boletín de la sociedad química del Perú. XXXVII: 175.

Parra, P. & L. Ortiz. 1993. Caracterización electroforética de cultivares de "Soya" Agronomía Trop. 47 (3): 299-314.

Parra, P. & L. Ortiz. 1993. Montaje de un método Electroforético para la Identificación de Cultivares de "maíz". Rev. Fac. Agrom. (Maracay) 19: 213-226.

Rodríguez, E. & M. Mora. 1996. Inventario del "Algarrobal de Moro" y su importancia. Rebiol 16 (1 - 2): 57-65. Trujillo-Perú.

Sánchez, L. 1984. Revisión Taxonómica y Análisis Cuantitativo del Género *Prosopis* en el Departamento de Lambayeque. Perú.

Salas, R. & C. Scotto. 1997. Técnicas Aplicadas al estudio de la Biodiversidad. Lima-Perú.

Steell y Torrier, J. 1985. Bioestadística: Principios y Procedimientos 2da Edic.Edit. Graw-Hill. Bogotá-Colombia.

Vilela, A. & R. Palacios. 1998. Nueva Clave para la Identificación de Especies Sudamericanas del Género *Prosopis.* Arnaldoa 5 (1): 57-66.

Arnaldoa 21 (1): 119 - 126, 2014 ISSN: 1815-8242

Used Ethnobotany of medicinal plants by inhabitants of Al-Mafraq, Jordan

Uso Etnobotánico de las plantas medicinales por los habitantes de Al-Mafraq, Jordania

SALEH AL-QURAN
Dept.of Biology, Mutah University, Karak, Jordan
salquran@gmail.com

Abstract

All medicinal plants showed the therapeutic effects as analgesic/stimulant by the inhabitants of Al-Mafraq in the northern parts of Jordan during March 2011 to May 2013 were recorded and listed with full information. A total of 42 plant species belonging to 22 families are identified which are being used by the people of the study area. Data collected absolutely as the outcome of the methodology relied predominantly on qualitative tools such as informal meetings with the local people, open discussions and observation, which enabled the presentation of accurate account of knowledge routed via oral sources. The medicinal plants investigated are divided into eight main categories relative to their own mechanism of effect. The present study provides baseline data on internal therapeutic properties of native medicinal wild plants that can be more protected from over exploitation from one side, and further investigated by pharmaceutical industry for screening new active compounds from another side.

Key words: Ethnobotany, medicinal plants, uses, Al-Mafraq, Jordan.

Resumen

Todas las plantas medicinales mostraron efectos terapéuticos como analgésicos / estimulantes en los habitantes de Al-Mafraq, en la región norte de Jordania, durante el periodo de marzo 2011 a mayo 2013, según se registra con información detallada. Un total de 42 especies de plantas pertenecientes a 22 familias han sido identificadas, las cuales son de uso de los pobladores del área de estudio. Los datos han sido colectados mediante una metodología basada predominantemente en herramientas cualitativas, tales como reuniones informales con los pobladores locales, discusiones abiertas y observación, lo cual permite la presentación de un registro preciso de conocimientos provenientes de fuentes orales. Las plantas medicinales investigadas se dividen en 8 categorías principales de acuerdo a sus mecanismos de efecto. El presente estudio brinda una línea base de datos sobre las propiedades terapéuticas internas de las plantas silvestres medicinales nativas que pueden ser mejor protegidas de la sobreexplotación, por un lado, e investigadas con mayor profundidad por la industria farmacéutica para detectar nuevos componentes activos, por otro lado.

Palabras clave: Etnobotánica, plantas medicinales, usos, Al-Mafraq, Jordania.

Introduction

Jordan territories are located in the center of the middle east between longitudes 350 40′ and 390 E and between latitudes 290 30′ and 340 N with total area estimated in approximately of 90 thousands of square kilometers, extending in the transition region the middle east countries, Syria and Lebanon from north, Iraq and Saudi Arabia from east, Egypt and Saudi arabia from the south and Palestine from the west. Jordan generally exhibited the climate of desert or semi-desert with an arid climate, with few large natural wetlands, (Al-Eisawi, 1982, 2012; Al-Eisawi *et al.*, 1998; Friedman *et al.*, 1986; Al-Quran, 2009; Zohary, 1973; Zohary & Feinbrun-Dothan ,1962-1988).

This topographical diversity of Jordan, which creates varied ecological conditions within a limited area contributes to this wealth of plant diversity especially at the level of plant genera and species, so Jordan is of great interest because it is the meeting place of the Mediterranean, Irano-turanian, Saharo-arabian regions and the Nubo-sudanian regions. Because Jordan is situated at the junction of these different phyto-geographical regions, the Irano-turanian, Afro-subtropical and Mediterranean, it acts as a floral bridge between the continents of Asia, Africa and Europe, so the flora includes a mixture of these elements together extending from: *Juniperus phoenicia, Cupressus sempervirens, Pinus halepensis, Quercus calliprinos* to *Ziziphus spina-christi*

(Friedman *et al.*,1986; Heinrich, 2000; 2002; Karim & Al-Quran, 1988; Al-Eisawi, 1982; Al-Quran, 2005; 2007; Zohary, 1973).

Indigenous remedies now days occupying a good position since it is safe and inexpensive, which gives it popularity among both rural and urban areas. So the information about ethnic groups or indigenous traditional medicine has played a vital role in the discovery of active constituents from medicinal plants.

The study area is located within Al-Mafraq territories at an elevation of 600 m above sea level. This area is dominated by Mediterranean and semi arid habitat since it is influenced by the westerly fronts' currents associated with winter precipitation and the easterly desert climate, so the cold winter is the general climate. The mean annual precipitation is of 350 mm in winter while the spring months tend to be wetter with average precipitation not exceeding 200 mm. The mean summer temperature is 30 ◦C while 6-15 ◦C is the average winter temperature (Al-Genidi, 1992; Lemon *et al.*, 2003; Jones & Clarke, 1990).

The main aim of the present study was to document the indigenous therapeutic uses of the investigated medicinal plants used as internal therapeutic effects by the local people living in this area for which no literature is still available concentrating on this special issue.

Material and methods

The researcher methodology relied predominantly on qualitative tools such as informal meetings with the local people, open discussions and observation, which enabled the presentation of accurate account of knowledge routed via oral sources (Al-Quran, 2009). The study area is located within Al-Mafraq region which is dominated by Mediterranean habitat from one side, and the semi arid habitat from other side, so the cold winter and the semi arid summer is the general climate. The vegetation cover is mainly of saharo-arabian type dominated by desert plants like *Anabasis articulata, Artemisia herba alba, Noea mucronata, Chenopodium* species, *Salsola* species, *Sueda* species and *Zilla spinosa*

All collected specimens of wild medicinal plants that classified and identified were constructed in form of table containing the relevant information. The survey was unique and conducted during the period from march 2011 to may 2013 from four sites of the study area depending on collection of voucher specimens, identifying and classifying of these edible plant specimens. The field work is including also in addition to the field observation, the photographing of the specimens in the field directly. The four study sites were conveniently selected based on vegetation cover and altitudes, transect walks were carried out with local people for collection of correct species with their original habitat. Collected data was also cross checked in different areas from local informants either by showing the plant specimen or telling local names to the informants Specimens were identified with the help of available literature (Al-Quran, 2005; 2007;2009).

Results

All results concerning the wild medicinal plant species are listed with full information mentioning scientific names; family; local names; parts used; method of administration (Table 1).

Discussion

Internal therapeutic effects of plants is too broad with some times contradictory concepts, beyond them many therapeutic

effects are categorized especially for intestinal colic, abdominal inflammation, hypoglycemic, haemostatic, remedy for dissolving the urinary stones, in hepatic and billary diseases, as anti diarhoeal, anti diabetic, cathartic, for gastric and intestinal ulceration, for amenorroea, as cardiac tonic, for fluid retention, for jaundice, as styptic, for spleen, gastric, hepatic and renal disorders, cholagogue, as anthelmintic, for heart attack, stopping bleeding of pulmonary and uterine origin, as antiepileptic, antitussive, emollient for intestinal mucosa, hypnotic, for urinary, bladder and kidney inflammations, anti dysenteric, antispasmodic, for biliary stones, anti diabetic, leucorrhoea and emmenagogue. In the present analysis, 42 plant species belonging to 22 families have been documented for their internal therapeutic uses. All of the investigated species were wild. The most commonly reported families were: Graminae, Liliaceae, Labiatae, Rosaceae, Compositae, Leguminosae and Umbelliferae. The plant parts used ranged from leaves (20), bulbs (2), whole plant (2), aerial parts(10), fruits (6), and vegetative parts (1). The method of administration falls into seven categories; paste, cream, juice (syrup), cooked as food, mixed with dairy products, pickled and decoction. The soaking in hot or warm water either for fresh or dried specimens.

Although this indigenous type of knowledge is well-known, but some plant species are still not known especially with regard to the internal therapeutic properties.

The therapeutic use of plant species reported with internal uses properties is rarely reported specifically as in this report. So, screening for active chemical constituents from these investigated wild medicinal plants is considered the major step towards establishing a good knowledge base. Further more; testing their biological activities against infectious organisms is the ultimate need in order to establish scientific ground for searching new active compounds. Present investigation provides baseline information to screen out biological activities of these valuable plants in order to develop new analgesic and stimulant medicines from plant origin.

The mechanism of plant effect as analgesic and stimulant is varied among the plants, (1) some plants have showed activity against intestinal colic, intestinal ulceration and intestinal disorders like *Aaronsohnia factorovskyi* Warb. et Eig, *Achilleae tomentosa* L., *Cyperus longus* L., *Matricaria chamomilla* L., *Malva sylvestris* L. and *Pulicaria dysenterica* L.

(2) Some medicinal plants have used for hepatic disorders like *Chenopodium album* L. and *Linaria cymbalaria* Mill.

(3) Some medicinal plants are anti diabetic and hypoglycemic like *Artemisia herb-alba* L., *Sarcopoterium spinosa* (L.) Spach. and *Citrullus colocynthis* (L.) Sch.

(4) Some medicinal plants investigated used for abdominal inflammations, fluid retention, urinary and gastric disturbances and for jaundice like *Althaea rosea* (L.) Cav., *Ecballium elaterium* (L.) A. Rich., *Onopordum acanthium* L., *Oxalis corniculata* L., *Polygonum persicaria* L., *Teucrium polium* L. and *Spartium junceum* L.

(5) some medicinal plants have expectorant effect in amenorrhoea as emmenagogue, leucorrhoea as leucogogue, cholorrhoea as cholagogue like *Heliotropium europaum* L., *Rubia tinctorum* L., *Sorbus aucuparia* L. and, *Desmostachya bipinnata* (L.) Stapf

(6) some medicinal plants have direct stimulation effect on heart as cardio tonic like *Digitalis purpurea* L., *Lallemantia iberica*

(M. B.) Fish, *Scilla autumnalis* L. and *Urginea martitma* Barker

(7) some plants are haemostatic, anti diarrhoeal, antiepileptic, anti dysenteric and stops bleeding of internal organs like *Capsella bursa-pastoris* L., *Arundo donax* L., *Chenopodium album* L., *Cistanche tubulosa* Schwi, *Ecballium elaterium* (L.) A. Rich., *Lamium amplexicaule* L., *Leontice leontopetalum* L. and *Senecio vernalis* L.

(8) some plants are used for renal calculi or stones, renal disorders, biliary stones, biliary disorders and bladder disorders like *Galium aparine* L. *Herniaria hirsuta* L., *Linaria cymbalaria* Mill., *Matricaria chamomilla* L., *Ononis spinosa* L., *Onopordum acanthium* L. , *Plantago lanceolata* L. and *Sarcopoterium spinosa* (L.) Spach.

Literature cited

AL-Eisawi, D. M. 1982. List of Jordan Vascular Plants. *Mitt. Bot. München*, 18: 79-182.

Al-Eisawi, D. 2012. Conservation of Natural ecosystems in Jordan, *Pak. J. Bot.*, 44: 95-99.

Al-Eisawi, D. M.; El-Oqlah; S. Oran & J. Lahham. 1998. Plant biodiversity in Jordan. *In*: Plant Genetic Resources of Jordan. Proceedings of a National Seminar, 2-4 August, 1994. Amman, Jordan. (Ed.): A. A. Jaradat. IPGRI, West Asia and North Africa Regional Office. Aleppo, Syria. pp. 272.

Al-Genidi, M. 1992. Plants of Eastern Arab Countries and their EconomicalImportance. Dar Al-Ibdaa, Amman, Jordan.

Al-Qura'n, S. 2005. Ethnobotanical Survey of Folk Toxic Plants In Southern Part of Jordan. Toxicon, 46: 119

Al- Quran, S. A. 2007. Ethnobotany of Folk medicinal plants in southern Jordan. Dirasat 34 (1): 22-30.

Al-Quran, S. 2009. Ethnopharmacological survey of wild medicinal plants in Shawbak, Jordan. J. Ethnopharmacol. 123: 45-50.

Friedman, J.; Z. Yaniv; A. Dafni & D. Palevitch. 1986. A preliminary classification of the healing potential of medicinal plants, based on a rational analysis of an ethnopharmacological field survey among Bedouins in the Negev desert, Israel. Journal of Ethnopharmacology 16: 275-278.

Heinrich, M. 2000. Plant resources of south-East Asia, no.12 (1). Medicinal and poisonous plants 1. Phytochemistry 53: 619-620.

Heinrich, M. 2002. Plant resources of south-east Asia 12 (2): Medicinal and poisonous plants. Journal of Ethnopharmacology 81:139-140.

Jones, T. A. & J. E. Clarke. 1990. Azraq Oasis, Jordan. Ramsar Convention. Monitoring Procedure Report No. 16. Ramsar Convention Bureau, Gland, Switzerland.

Karim, F. & S. Al-Qura'n. 1986. Medicinal plants of Jordan. Yarmouk University Press, Irbid, Jordan. pp11-30,

Karim, F. & S. Al-Quran. 1988. Wild Flowers of Jordan. Yarmouk University Publications, Jordan. pp 22-43.

Lemons, J.; R. Victor & D. Schaffer. 2003. Conserving biodiversity in arid regions, best practices in developing nations. Kluwer Academic Publishers. Boston, Dordrecht, London, pp. 493.

Zohary, M. & N. Feinbrun-Dothan, 1962-1686. Flora Palaestina, Hebron University Press, Jerusalem, pp 77-90.

Zohary, M. 1973. Geobotanical foundations of the middle east. Gustav Fisher Verlag Stuttgart, pp 30-55

Anexo

Table 1: List of medicinal plants with respect to their classification names, part used, internal uses and administration

Plant no.	Plant species	Common name	Family	Part Used	Internal Uses	Administration attention: some plant extracts must taken in very small dosages because of toxicity
1.	*Aaronsohnia factorovskyi* Warb. et Eig	Yellow chamomile	Compositae	Aerial parts	intestinal colic.	Fresh, soaked, cool and oral taken one time a day
2.	*Achilleae tomentosa* L.	Milfoil	Compositae	Leaves	Intestinal colic	Dried, soaked, cool and oral taken one time a day
3.	*Althaea rosea* (L.) Cav	Rose mallow	Malvaceae	Leaves and flowers	Abdominal inflammation,	Dried, soaked, cool and oral taken one time a day
4.	*Artemisia herb-alba* L.	Field southern wood	Compositae	Aerial parts	hypoglycemic	Fresh, soaked, cool and oral taken in the morning
5.	*Arundo donax* L.	Worm wood	Cyperaceae	Whole plant	Hypertensive	Fresh, soaked, cool and oral taken one time a day
6.	*Capsella bursa-pastoris* L.	Capweed	Cruciferae	Fruits	Haemostatic	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed
7.	*Centaurea solstitialis* L.	Centaury	Compositae	Aerial parts	Remedy for dissolving urinary stones	Fresh, soaked, cool and oral taken one time a day
8.	*Chenopodium album* L.	Fat hen	Chenopodiaceae	Leaves	In hepatic and billiary diseases	Fresh, soaked, cool and oral taken one time a day
9.	*Cistanche tubulosa* Schwi	Broomrape	Orobanchaceae	Whole plant	Anti diarrhoeal	Fresh, soaked, cool and oral taken in the morning
10.	*Citrullus colocynthis* (L.) Sch.	Bitter apple	Cucurbitaceae	Seeds	Antidiabetic , cathartic	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed
11.	*Cyperus longus* L.	Adrupe	Cyperaceae	Vegetative parts	For gastric and intestinal ulceration	Fresh, soaked, cool and oral taken one time a day
12.	*Desmostachya bipinnata* (L.) Stapf.	Hulpa grass	Graminae	fruits	In amenorrhoea and kidney diseases	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed

13.	*Digitalis purpurea* L.	Fox glove	Scrophulariaceae	Leaves	Cardiac tonic	Dried, soaked, oral taken whenever needed
14.	*Ecballium elaterium* (L.) A. Rich.	cucumber	Cucurbitaceae	Fruits	For fluid retention, for jaundice	Fresh, soaked, cool and oral taken in the morning
15.	*Echinochloa crus-galli* (L.) P. Beauv.	Cock spur grass	Graminae	Leaves and fruits	Styptic for spleen disorders	Fresh, soaked, cool and oral taken in the morning
16.	*Galium aparine* L.	Cliver	Rubiaceae	Aerial parts	Used for renal stones and calculi	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed
17.	*Geranium robertianum* L.	Cranesbill root	Geraniaceae	Leaves	Useful in renal diseases	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
18.	*Heliotropium europaum* L.	Turnsole	Boraginaceae	Leaves	Cholagogue	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
19.	*Herniaria hirsuta* L	Herinaria	Caryophyllaceae	Aerial parts	for bladder disorders	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
20.	*Inula viscosa* (L.) Ait.	Inula	Compositae	Aerial parts	Anthelmintic	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
21.	*Lallemantia iberica* (M. B.) Fish	Hemp nettle	Labiatae	Leaves	For heart attack.	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
22.	*Lamium amplexicaule* L.	Henbit	Labiatae	Leaves	Stops bleeding of pulmonary and uterine origin	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
23.	*Leontice leontopetalum* L.	Lion's foot	Berberidaceae	Leaves	Antipileptic	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
24.	*Linaria cymbalaria* Mill.	Toadflax	Scrophulariaceae	Leaves	For hepatic disorder	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
25.	*Malva sylvestris* L.	Blue mallow	Malvaceae	Leaves	emollient for intestinal mucosa.	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
26.	*Matricaria chamomilla L.*	German camomile	Compositae	Aerial parts	For intestinal colic	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
27.	*Ononis spinosa L.*	Gammock, resthorrow	Leguminosae	Aerial parts	Useful for renal disorders	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed
28.	*Onopordum acanthium L.*	Scotch thistle	Compositae	Leaves	Antipyretic for gastric disorders.	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
29.	*Oxalis corniculata L.*	Indian sorrel	Oxalidaceae	Leaves	For urinary inflammations and treating burns.	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed

30.	*Papaver rhoeas* L.	Poppy	Papaveraceae	Leaves and latex	Antidysenteric	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
31.	*Plantago lanceolata* L.	Ispaghula	Plantaginaceae	Leaves	for biliary stones.	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed
32.	*Polygonum persicaria* L.	Peachwort	Polygonaceae	Leaves	For treating gastric disturbances	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
33.	*Pulicaria dysenterica* L.	Flea bane	Compositae	Leaves	For intestinal colic	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
34.	*Rubia tinctorum* L.	Robbia	Rubiaceae	Fruits	Amenorhoea	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed
35.	*Sarcopoterium spinosa* (L.) Spach.	Thorny burnet	Compositae	Whole plant	Useful in renal calculi	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
36.	*Scilla autumnalis* L.	Hyacinth	Liliaceae	Bulbs	Cardiac stimulant	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed
37.	*Senecio vernalis* L.	Ragwort	Compositae	Aerial parts	Stops bleeding	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
38.	*Spartium junceum* L.	Spanish broom	Leguminosae	Fruits	For bladder and kidney inflammations	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed
39.	*Sorbus aucuparia* L.	White beam, rowam	Rosaceae	Aerial parts	Leucorrhoea, emmenagogue	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
40.	*Taraxacum cyprium* H. Lindb	Taraxacum	Compositae	Leaves	Stimulates bile secretion	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
41.	*Teucrium polium* L.	Cat thyme	Labiatae	Leaves	Anti-inflammatory for stomach and intestine	Fresh, soaked, cool and oral taken whenever needed
42.	*Urginea martitma* Barker	Squil white	Liliaceae	Bulbs	Cardiotonic	Dried, soaked, taken as skin paste whenever needed

Arnaldoa 21 (1): 127 - 164, 2014 ISSN: 1815-8242

Primer catálogo de los árboles y afines de la Reserva Comunal El Sira, Perú

First Catalogue of Tree species of the Communal Reserve Sira, Peru


Abel L. Monteagudo Mendoza, Luis Valenzuela Gamarra, Rodolfo Vásquez Martínez & Rocío del Pilar Rojas Gonzáles
Jardín Botánico de Missouri
Prolg. Bolognesi Mz E, Lote 6, Oxapampa, PERÚ
Email: monteagudomendoza@yahoo.com/ Email:Luis_gin@yahoo.es/ Email: neotaxon@yahoo.com/ Email:gesneria@yahoo.com
Oliver L. Phillips
Universidad de Leeds, Reino Unido
Email:O.Phillips@leeds.ac.uk
Gabriela Lopez-Gonzalez
Universidad de Leeds, Reino Unido
Email:G.Lopez-Gonzalez@leeds.ac.uk

Resumen

Se presenta una lista anotada de 527 especies de plantas leñosas arbóreas en cinco parcelas permanentes de 1.0-ha a través de la gradiente altitudinal desde los 250 a 2230 m en la Reserva Comunal El Sira, ubicada entre las regiones de Ucayali, Huánuco y Pasco, en la Selva Central del Perú.

Palabras clave: Parcelas permanentes de árboles, Reserva Comunal el Sira, Perú.

Abstract

We present an annotated list of 527 species of woody trees in five plots of 1.0-ha recorded along an altitudinal gradient from 250 to 2230 m in the Communal Reserve Sira, located between the regions of Ucayali, Huanuco and Pasco in Peru central jungle region.

Key words: Tree plots, Communal Reserve Sira, Peru.

Introducción

La Reserva Comunal El Sira, se encuentra entre las regiones Ucayali, Huánuco y Pasco, Perú. Sus dimensiones alcanzan 180 km de largo y 85 km de ancho y abarca una superficie protegida de 616,413 hectáreas. Posee una cordillera cubierta de bosques aislados naturalmente entre los ríos Ucayali, Tambo, Pachitea y Pichis.

El estudio y la conservación de la biodiversidad de los bosques tropicales del Perú, considerando aspectos de protección del clima, tiene como propósito principal establecer la línea base para un sistema de monitoreo del impacto de los cambios climáticos en la biodiversidad protegida en la Reserva Comunal El Sira; para aportar estrategias nacionales y globales de mitigación y adaptación al cambio climático. Bajo este marco, uno de los objetivos principales es, el de establecer un sistema de monitoreo de la biodiversidad y el clima y poder dar un seguimiento a los cambios que se producirán en el futuro, tanto en los bosques de la llanura amazónica como en los bosques transicionales y bosques montanos, por lo que, es de indispensable importancia el establecimiento de parcelas permanentes de monitoreo a través de gradientes altitudinales y estudios asociados a los flujos del carbono.

Los bosques andinos particularmente los montanos, pre-montanos y amazónicos constituyen el mayor reservorio mundial de carbono, y son excepcionalmente ricos en especies, alta biodiversidad, alto nivel de endemismos, especies con rangos estrechos de distribución. Ellos están bajo presión por la tala, la conversión y la explotación de los recursos naturales. Se enfrentan a un clima más cálido y un ambiente cambiante. Debido a la gran escala de la Amazonía, estos factores tienen el potencial de modificar significativamente la carga global de gases de efecto invernadero (CO_2, CH_4) en la atmósfera, la química atmosférica de la tierra, el clima y la biodiversidad total del planeta. La Amazonía, es potencialmente la región más importante del planeta, para el ciclo del carbono unido al sistema climático que afecta a toda la vida.

Estudios recientes sobre el análisis espacial de las amenazas a la Amazonía (Malhi *et al.*, 2009; Zelazowski *et al.*, 2011; Feeley *et al.*, 2012) han puesto de relieve y asignan el riesgo relativo de las diferentes regiones de la Amazonía al cambio climático, y las comparan con la amenaza de la deforestación. Esto, permite

la identificación de las zonas vulnerables y la priorización en la planificación de la conservación para facilitar la migración y, dispersión de especies vulnerables a regiones más húmedas y frías. Estos estudios, también han destacado la importancia de las regiones montañosas como los Andes, como un refugio potencial en un mundo que se calienta. Parcelas permanentes a través de gradientes en los andes, como la que podemos observar en el Parque Nacional de Manú, Yanachaga Chemillen y ahora la Reserva Comunal El Sira, vienen a constituir laboratorios naturales para el cambio climático.

Metodología

El área de estudio está restringida a la región de Huánuco, específicamente la Reserva Comunal El Sira, se encuentra en la Provincia de Puerto Inca, el Distrito de Yuyapichis. Este primer catálogo incluye las especies de árboles que fueron colectados en las cinco parcelas permanentes de 1.0-ha instaladas entre el 2010 y 2011 en la Reserva Comunal El Sira. Todas las especies citadas, tienen como referencia el número de colecta y el colector en este caso el Biólogo Luis Valenzuela Gamarra. Además, se incluye el gradiente altitudinal en que ocurre la especie. Las parcelas permanentes, están ubicadas en el denominado Transecto Yuyapichis en las coordenadas UTM: RCS01: S 0524855 W 8953153 a los 845 msnm (Bosque de transición), RCS02: S 0527913 W 8957465 a los 1391 msnm (Bosque montano), RCS03: S 0529019 W 8958479 a los 1568 msnm (Bosque nublado), RCS04: S 0531260 W 8958205 a los 2230 msnm (Bosque esclerófilo), RCS05: S 0507707 W 8936908 a los 251 msnm (Bosque de llanura amazónica).

Las parcelas, fueron establecidas en forma aleatoria utilizando mapas proporcionados por el proyecto "Conservación de la Biodiversidad en los Bosques Tropicales del Perú, considerando aspectos de protección del clima" ECOSIRA (Fig. 1). Este proyecto es coordinado por GIZ–SERNANP–MINAM, en la Reserva Comunal El Sira.

Los árboles citados en el presente catálogo, corresponden a los inventarios de los árboles de cinco parcelas permanentes de 1.0-ha, establecidas siguiendo los protocolos de la Red Amazónica de Inventarios Forestales (RAINFOR), www.rainfor.org; (http://www.geog.leeds.ac.uk/projects/rainfor/pages/manuals_eng.html). Según esta metodología, se incluyen todos los individuos mayores e iguales a 10 cm de diámetro a excepción de la parcela 04 entre los 2230 msnm, donde se incluyeron también individuos mayores e iguales a 5 cm de diámetro ya que se trata de un bosque esclerófilo con alta densidad de árboles pequeños.

Resultados

Nuestros resultados preliminares de la flora arbórea de la Reserva Comunal El Sira indican que está compuesta por 527 especies, distribuidas en 211 géneros y 76 familias. Este número de especies es considerablemente alto, para un área pobremente explorada y colectada florísticamente, además que los resultados solo corresponden a las cinco parcelas permanentes de 1.0-ha, sobre un total de 3054 colecciones botánicas realizadas el 2011. Otro aspecto importante que se debe de mencionar es que, en base a las 527 especies registradas, 249 (47.25%) están identificadas hasta el nivel de especie, 52 (9.87%) definidas como vel sp. aff. (especie a fin) o cf. (confrontar con) y 226 (42.88%) solamente identificadas a nivel de género; lo que nos demuestra que el conocimiento de los árboles a nivel específico es menos

del 50%. Aunque, es una cifra inicial alentadora, también evidencia nuestro escaso conocimiento de la flora arbórea y la flora en general de esta área muy biodiversa.

De acuerdo a la identificación y revisión de las colecciones botánicas la parcela ubicada a los 251 m, el Bosque Amazónico en el Área de Conservación Privada Panguana, como se puede observar en la fig.1, es la más conocida florísticamente. Esto se debe a estudios previos de parcelas establecidas en la llanura Amazónica, tanto en norte de la Amazonía Peruana (Loreto) y el Sureste de la Amazonía Peruana (Madre de Dios).

La mayor similaridad florística se da con las parcelas permanentes establecidas en el Parque Nacional Yanachaga Chemillen ubicadas en la región Pasco en la selva central de Perú, que están localizadas también a través de una gradiente altitudinal entre los 400 y 3200 msnm. Cabe destacar, que la parcela 01 que se encuentra a partir de los 845 msnm su composición florística es mucho más compleja para su identificación, ya que, es una altitud de transición entre el llano amazónico hacia los bosques pre-montanos, una apreciación previa, nos resulta en una mezcla compleja, y florísticamente es mucho más importante, ya que se puede observar especímenes no registrados anteriormente, un potencial para el registro de especies nuevas y endémicas para el área, por lo que, resulta de prioridad posteriores exploraciones en estas altitudes y obtener material botánico fértil (flores y frutos), ya que nunca antes se han desarrollado colecciones botánicas intensivas.

Las siguientes parcelas permanentes (02, 03 y 04) entre los 1391, 1568 y 2230 msnm respectivamente, son las menos conocidas florísticamente, el mayor porcentaje solo está identificado a nivel de género, ya que no se cuenta con colecciones identificadas de referencia previas en el área o áreas adyacentes como el Parque Nacional Yanachaga Chemillen y la Reserva Comunal Yanesha.

De acuerdo a lo que afirman los autores, van der Werff & Consiglio (2004), la zona entre los 1500 y 3500 msnm es la menos conocida florísticamente y, no solo el estrato herbáceo y arbustivo es un potencial de descubrimiento de especies nuevas, sino también, en el estrato arbóreo, como se puede observar con las especies nuevas para Lauraceae y Araliaceae reportados en el Catálogo de los Árboles y Afines de la Selva Central del Perú (Monteagudo & Huamán, 2010). Cabe mencionar que la parcela 04 a los 2230 msnm, fue establecida en un bosque esclerófilo, siendo una de las primeras parcelas permanentes en este tipo de bosque en el Perú, por lo que, el conocimiento botánico y florístico es muy pobre. Otro aspecto, que es determinante para que la identificación a nivel de especies sea aún menor al 50% es que, más del 96% de las colecciones botánicas en parcelas permanentes en bosques de selva baja, pre-montano y montano son estériles (sin flor o fruto).

Uno de los aspectos puntuales y, que nos está permitiendo la elaboración de esta serie de catálogos de árboles y afines tanto para la Selva Central del Perú, La Reserva Comunal Yanesha (Valenzuela *et al*. en preparación), Santuario Histórico de Machupicchu (Valenzuela *et al*. en preparación) y como ahora para la Reserva Comunal el Sira, es la necesidad crucial de hacer colecciones de todos los individuos que fueron plaqueados y medidos en la fase de instalación de las parcelas permanentes y también en la colección de los nuevos individuos mayores e iguales a 10 cm de diámetro (reclutas)

que entran en las remediciones de parcelas con largos procesos de monitoreo. Esta información, de la biodiversidad de cada parcela a nivel de familia, género y especie, nos va proporcionar una mejor calidad en las estimaciones de la biomasa y carbono almacenado en los bosques tropicales, a la vez, del estudio futuro si la biodiversidad de los árboles puede ser afectada por eventos de sequías y cambio climático.

Adicionamos información referida a las parcelas permanentes. La tabla 1 incluye información sobre los diferentes tipos de bosque, número de especies, área basal y biomasa. Como se puede observar en la tabla, se puede destacar particularmente la disminución de especies a través de la altitud, más algunas variables como el área basal y la biomasa aérea desde el llano amazónico y los bosques pre-montanos y montanos revisten una importancia de reservorio de carbono en estos bosques.

Tabla 1.- Se muestra la información de las diferentes variables de las 05 parcelas permanentes de 1.0-ha, a través de la gradiente altitudinal

Parcela	Tipo de Bosque	Altitud m	Individuos	Familias	Especies	Área Basal m^2-ha	Biomasa Ton/ha
RCS-05	Bosque de Llanura Amazonica	251	623	50	208	23.23	228.10
RCS-01	Bosque de Transición	845	649	48	155	27.15	286.13
RCS-02	Bosque Montano	1391	764	41	135	25.53	260.59
RCS-03	Bosque Nublado	1568	734	36	83	31.65	224.37
RCS-04	Bosque Esclerófilo	2230	482	20	42	4.54	21.64

Más información sobre de cálculos de biomasa, carbono, tasas de mortalidad, tasas de reclutamiento, tasas de recambio, diversidad y composición florística de las parcelas permanentes de la Reserva Comunal El Sira, están ahora disponibles en línea en la base de datos Forest-Plots.net (Lopez-Gonzalez *et al.*, 2011): http://www.forestplots.net/

Este primer catálogo de los árboles y afines de la Reserva Comunal El Sira, contribuye con dos registros de especies nuevas para el Perú, *Bonyunia pulchra* Ricketson, J. R. Grant & Liesner (Loganiaceae) y *Welfia alfredii* A. J. Hend. & Villalba (Arecaceae), recientemente descritas y que fueron antes registradas para la región de Amazonas y Huánuco, Pasco y Ucayali respectivamente.

También, se incluyen una especie nueva para la ciencia, aun no publicada que se indica con (n. sp.); aunque algunas están indicadas con un nombre en los herbarios, por razones obvias, estos nombres no se incluyen en la lista hasta que sean formalmente publicadas; 01 *Tachigali* (Fabaceae), (com pers H. van der Werff).

De las 527 especies de árboles, al menos 13 especies están presentes con más de una categoría infra específica, estas son: *Euterpe precatoria* var. *precatoria* (Arecaceae); *Protium divaricatum* subsp. *divaricatum* (Burseraceae); *Caryocar glabrum* subsp. *glabrum* (Caryocaceae); *Hevea guianensis* var. *guianensis* (Euphorbiaceae); *Diplotropis purpurea* var. *purpurea* (Fabaceae); *Cabralea*



Fig. 1. Se muestra los diferentes tipos de bosque y vegetación de las 5 parcelas permanentes de 1.0-ha a través de la gradiente altitudinal, el arduo trabajo de establecimiento, plaqueo, medición, colección y herborización, realizado en los diferentes campamentos establecidos en el Transecto Yuyapichis entre el 2010 y 2011.

canjerana subsp. *canjerana* (Meliaceae); *Brosimum acutifolium* subsp. *acutifolium* (Moraceae); *Richeria grandis* var. *grandis* (Phyllanthaceae); *Chrysophyllum sanguinolentum* subsp. *spurium* (Ducke) T. D. Penn., *Micropholis guyanensis* subsp. *guyanensis*, *Sarcaulus brasiliensis* subsp. *brasiliensis* (Sapotaceae); *Pourouma guianensis* subsp. *guianensis* (Urticaceae); *Leonia glycycarpa* var. *glycycarpa* (Violaceae).

Nuevas adiciones a nivel de la flora arbórea de la Selva Central con respecto al catálogo de Monteagudo & Huamán del 2010, incluyen las siguientes 60 especies: *Guatteria hyposericea* Diels vel sp. aff., *Oxandra riedeliana* R. E. Fr. (Annonaceae); *Aspidosperma spruceanum* Benth. ex Müll. Arg. (Apocynaceae); *Dendropanax arboreus* (L.) Decne. & Planch., *Schefflera patula* (Rusby) Harms (Araliaceae); *Astrocaryum chambira* Burret (Arecaceae); *Cordia bicolor* A. DC. (Boraginaceae); *Protium robustum* (Swart) D. M. Porter vel sp. aff. (Burseraceae); *Anthodiscus pilosus* Ducke (Caryocaraceae); *Hirtella elongata* Mart. & Zucc. vel sp. aff. (Chrysobalanaceae); *Tovomita laurina* Planch. & Triana (Clusiaceae); *Weinmannia cochensis* Hieron (Cunoniaceae); *Alchornea latifolia* Sw. vel sp. aff., *Sapium stylare* Müll. Arg. vel sp. aff. (Euphorbiaceae); *Abarema floribunda* (Spruce ex Benth.) Barneby & J. W. Grimes, *Apuleia leiocarpa* (Vogel) J. F. Macbr., *Inga stipularis* DC. vel sp. aff., *Ormosia amazonica* Ducke, *Ormosia larecajana* Rudd, *Parkia igneiflora* Ducke, *Pseudopiptadenia suaveolens* (Miq.) J. W. Grimes, *Swartzia cuspidata* Spruce ex Benth.

vel sp. aff., *Tachigali chrysophylla* (Poepp.) Zarucchi & Herend. vel sp. aff. (Fabaceae); *Vismia amazonica* Ewan, *Vismia macrophylla* Kunth (Hypericaceae); *Hyptidendron arboreum* (Benth.) Harley (Lamiaceae); *Beilschmiedia sulcata* (Ruíz & Pav.) Kosterm. vel sp. aff., *Nectandra viburnoides* Meisn. vel sp. aff., *Pleurothyrium intermedium* (Mez) Rohwer vel sp. aff., (Lauraceae); *Eschweilera gigantea* (R. Knuth) J. F. Macbr., *Gustavia hexapetala* (Aubl.) Sm., *Lecythis pisonis* Cambess. (Lecythidaceae); *Bonyunia pulchra* Ricketson, J. R. Grant & Liesner (Loganiaceae); *Quararibea wittii* K. Schum. & Ulbr. (Malvaceae); *Miconia elaeagnoides* Cogn. (Melastomataceae); *Trichilia poeppigii* C. DC. (Meliaceae); *Brosimum acutifolium* subsp. *acutifolium*, *Ficus nymphaeifolia* Mill., *Ficus paraensis* (Miq.) Miq. vel sp. aff., *Maquira coriacea* (H. Karst.) C. C. Berg, *Sorocea guilleminiana* Gaudich., *Sorocea pileata* W. C. Burger (Moraceae); *Virola flexuosa* A. C. Sm., *Virola mollissima* (Poepp. ex A. DC.) Warb. vel sp. aff. (Myristicaceae); *Myrsine umbellata* Mart., *Stylogyne ambigua* (Mart.) Mez vel sp. aff. (Primulaceae); *Piper arboreum* Aubl. (Piperaceae); *Coccoloba mollis* Casar (Polygonaceae); *Elaeagia karstenii* Standl., *Semaphyllanthe megistocaula* (K. Krause) L. Anderson, *Schizocalyx sterculioides* (Standl.) Kainul. & B. Bremer (Rubiaceae); *Zanthoxylum ekmani* (Urb.) A. H. Liogier (Rutaceae); *Talisia cerasina* (Benth.) Radlk. vel sp. aff. (Sapindaceae); *Pouteria aubrevillei* Bernardi vel sp. aff., *Pouteria cladantha* Sandwith, *Pouteria vernicosa* T. D. Penn. vel sp. aff. (Sapotaceae); *Solanum lepidotum* Dunal (Solanaceae); *Urera caracasana* (Jacq.) Gaudich. ex Griseb. (Urticaceae); *Paypayrola longifolia* Tul. vel sp. aff., *Paypayrola grandiflora* Tul. (Violaceae).

Por lo tanto, la flora arbórea de la Selva Central del Perú, ahora se incrementa a 1468 especies. Las comparaciones que podemos hacer con otras floras o flórulas de regiones más cercanas como con las 1408 especies de árboles para la Selva Central del Perú (Monteagudo & Huamán, 2010), las 1208 especies de árboles para la Flórula de las Reservas Biológicas de Iquitos (Vásquez, 1997), las 529 especies de árboles para la Flórula de la Reserva Ecológica Inkaterra, Madre de Dios, Perú (Valenzuela *et al.*, 2007) y las 1278 especies de Flora del Río Cenepa, Amazonas, Perú (Vásquez *et al.*, 2010), que viene a constituir una de las floras más diversas descritas hasta la fecha y la más diversa también para la flora arbórea Peruana; una comparación a escala más regional se puede hacer con las 696 especies de árboles para la Flórula del Parque Nacional Amacayacu, Amazonas, Colombia (Rudas, *et al.*, 2005), las 1123 especies de árboles reportadas para la Flora de la Reserva de Ducke, Manaus, Brasil (Ribeiro *et al.*, 1999) y las 1661 especies de árboles reportadas ultimamente en el Primer Catálogo de la Flora de Acre, Brasil (Daly & Silveira, 2008).

Como se puede observar, todas las floras o flórulas son más diversas en árboles que las de la Reserva Comunal el Sira, cabe indicar, que las demas áreas aledañas tanto del Perú como de otros paises sudamericanos, tienen muchos más años de trabajo de campo, amplio trabajo de identificaciones en los herbarios y exploraciones botánicas. Por otro lado, como se mencionó anteriormente, en árboles para la Selva Central del Perú (Monteagudo & Huaman, 2010), el número de árboles del presente catálogo de la Reserva Comunal el Sira, solo se puede comparar marginalmente con las 6350 especies de árboles que son descritas para el Perú (Pennington, Reynel & Daza, 2004).

En este catálogo se incluye los helechos arborescentes de Cyatheaceae y las palmeras de Arecaceae, porque son plantas

suficientemente altas y evidencian un tallo principal indudablemente leñoso. Pero, como este es el primer reporte de la flora arbórea de la Reserva Comunal El Sira, aún no se incluyen las especies de árboles cultivados e introducidos que se encuentran en las zonas de amortiguamiento de la Reserva.

A continuación, se presenta la lista anotada de las especies arbóreas registradas hasta la fecha en la Reserva Comunal El Sira en la Selva Central del Perú. Primero se presentan las Pteridophyta y luego las Angiospermae, dentro de este grupo mayor estan en orden alfabético las familias, luego los géneros y las especies; las especies nuevas están al final de cada género. En cada registro por especie se incluyen 3 líneas: en la primera línea está el nombre científico, resaltado en negrita, en la segunda línea va el estado de la especie (e.g. nativo) y a continuación se anota la altitud o el rango donde ha sido encontrada, y en la tercera línea se anota el nombre del colector con el respectivo número de registro de colección.

Las especies están adscritas a las familias reconocidas en el APG II (2003), APG III (2009) y Stevens (2001); los géneros están adscritos a las familias que se indican en Brummitt (1992) y Mabberley (1998).

El herbario donde se encuentran depositadas las colecciones es: el Herbario Selva Central, Oxapampa (HOXA). Por otro lado no hemos considerado oportuno indicar los sinónimos de las especies porque consideramos que no es relevante en este contexto y que actualmente pueden ser consultados fácilmente a través del internet, en caso que se necesite profundizar en el estudio.

EL CATÁLOGO

PTERIDOPHYTA

CYATHEACEAE Kaulf.

Cyathea sp. (parcela 2, árbol Nº 888)

Nativo. 1200-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17594

Cyathea sp. (parcela 3, árbol Nº 1705)

Nativo. 1300-1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18383

Cyathea sp. (parcela 4, árbol Nº 2549)

Nativo. 2000-2230 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16944

ANGIOSPERMAE

ACHARIACEAE Harms

Lindackeria paludosa (Benth.) Gilg

Nativo. 250–300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19136

ACTINIDIACEAE Gilg & Werderm.

Saurauia laevigata Triana & Planch.

Nativo. 500–2500 m.

L. Valenzuela 18211

ANACARDIACEAE Lindl.

Tapirira guianensis Aubl.

Nativo. 350–2000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16708

Tapirira obtusa (Benth.) D. J. Mitch.

Nativo. 850 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16601

Thyrsodium herrerense Encarn.

Nativo. 800 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18972

ANNONACEAE Adans.

Annona sp (parcela 5, árbol Nº 3222)

Nativo. 210–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18737

Cremastosperma sp. (parcela 2)

Nativo. 320 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17523

Guatteria guentheri Diels

Nativo. 250-500m.

L. Valenzuela, *et al*. 19226

Guatteria hyposericea Diels vel sp. aff.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18693

Guatteria megalophylla Diels

Nativo. 350–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18719

Guatteria sp. (parcela 1, árbol Nº 272)

Nativo. 400–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16736

Guatteria sp. (parcela 2, árbol Nº 684)

Nativo. 400–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17554

Guatteria sp. (parcela 3, árbol Nº 1928)

Nativo. 400–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18610

Oxandra acuminata Diels

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19009

Oxandra major R. E. Fr.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18853

Oxandra riedeliana R. E. Fr.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18808

Oxandra xylopioides Diels

Nativo. 350–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18796

Porcelia sp. (parcela 5, árbol Nº 3279)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18810

Rollinia sp. (parcela 3, árbol Nº 1802)

Nativo. 1000–2000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18230

Xylopia sp. (parcela 2, árbol Nº 926)

Nativo. 370 m.

L. Valenzuela 17821

APOCYNACEAE Adans.

Aspidosperma parvifolium A. DC.

Nativo. 250-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18953

Aspidosperma spruceanum Benth. ex Müll. Arg.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18856

Lacmellea peruviana (Van Heurck & Müll. Arg.) Markgr.

Nativo. 400–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17700

Tabernaemontana sp. (parcela 5, árbol Nº 3301)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18780

AQUIFOLIACEAE DC. ex A. Rich.

Ilex gabrielleana Loizeau & Spichiger

Nativo. 800-1400 m.

L. Valenzuela, *et al.*16422

Ilex laurina Kunth

Nativo. 800-1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17735

Ilex sp. (parcela 4, árbol Nº 2580)

Nativo. 2200-2400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17178

Ilex sp. (parcela 4, árbol Nº 2637)

Nativo. 2200-2400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17072

Ilex sp. (parcela 4, árbol Nº 2920)

Nativo. 2200-2400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17217

Ilex sp. (parcela 4, árbol Nº 2984)

Nativo. 2200-2400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17374

ARALIACEAE Juss.

Dendropanax arboreus (L.) Decne. & Planch.

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19057

Schefflera morototoni (Aubl.) Maguire, Steyerm. & Frodin

Nativo. 250-1000m.

L. Valenzuela, *et al.* 19187

Schefflera patula (Rusby) Harms

Nativo. 2200-2400m.

L. Valenzuela, *et al.* 17055

Schefflera sp. (parcela 2, árbol Nº 1042)

Nativo. 1000-1400m.

L. Valenzuela, *et al.* 17794

ARECACEAE Schultz Sch.

Astrocaryum chambira Burret

Nativo. 250–500 m.

Nota: sin colección, observado en la parcela 5

Euterpe precatoria var. *precatoria*

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19250

Iriartea deltoidea Ruíz & Pav.

Nativo. 250–1000 m.

L. Valezuela, *et al.* 19001

Socratea salazarii H. E. Moore

Nativo. 800–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17484

Welfia alfredii A. J. Hend. & Villalba sp. nov.

Nativo.800–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17649

Wettinia maynensis Spruce

Nativo.800–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17645

BIGNONIACEAE Juss.

Tabebuia capitata (Bureau & K. Schum.) Sandwith

Nativo. 350–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18924

BIXACEAE Kunth

Bixa orellana L.

Nativo y cultivado. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19243

BORAGINACEAE Adans.

Cordia bicolor A. DC.

Nativo. 250-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18773

Cordia lomatoloba I. M. Johnst.

Nativo. 400-1568 m.

L. Valenzuela, et al. 18667

Cordia sp. (parcela 1, árbol N° 164)

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16517

BRASSICACEAE Burnett

Capparis schunkei J. F. Macbr.

Nativo. 350–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16495

BRUNELLIACEAE Engl.

Brunellia sp. (parcela 3, árbol N° 1943)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18622

Brunellia sp. (parcela 4, árbol N° 3056)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17324

BURSERACEAE Kunth

Dacryodes nitens Cuatrec. vel sp. aff.

Nativo. 320 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16675

Dacryodes sp. (parcela 2, árbol N° 655)

Nativo. 500-1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17475

Dacryodes sp. (parcela 5, árbol N° 3330)

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18734

Protium altsonii Sandwith

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16402

Protium amazonicum (Cuatrec.) Daly

Nativo 350–850 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16376

Protium aracouchini (Aubl.) Marchand

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16578

Protium divaricatum subsp. *divaricatum*

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19086

Protium sp. (parcela 2, árbol N° 1184)

Nativo. 350–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17860

Protium nodulosum Swart

Nativo. 200–620 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18697

Protium robustum (Swart) D. M. Porter vel sp. aff.

Nativo. 200–620 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18699

Protium sp. (parcela 1, árbol N° 462)

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, et al. 16708

Tetragastris panamensis (Engl.) Kuntze

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al. 16340*

Trattinnickia lawrancei vel sp. aff.

Nativo. 200–600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16340

CANNABACEAE Martinov

Celtis schippii Standl.

Nativo. 200-600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18711

Trema micrantha (L.) Blume

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18831

CARDIOPTERIDACEAE Blume

Dendrobangia boliviana Rusby

Nativo. 200-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16684

CARICACEAE Dumort.

Jacaratia digitata (Poepp. & Endl.) Solms

Nativo. 200–600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18851

CARYOCARACEAE Voigt

Anthodiscus amazonicus Gleason & A.C. Sm.

Nativo. 350–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16784

Anthodiscus pilosus Ducke

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17653

Caryocar glabrum subsp. *glabrum*

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16511

CELASTRACEAE R. Br.

Cheiloclinium cognatum (Miers) A. C. Sm.

Nativo. 200–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17686

Salacia sp. (parcela 1, árbol Nº 208)

Nativo. 500–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16438

CHLORANTHACEAE R. Br. ex Sims

Hedyosmum lechleri Solms

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 117174

Hedyosmum racemosum (Ruíz & Pav.) G. Don

Nativo. 1400–1800 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18310

CHRYSOBALANACEAE R. Br.

Couepia obovata Ducke

Nativo. 350–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16354

Hirtella bicornis Mart. & Zucc.

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16744

Hirtella elongata Mart. & Zucc. vel sp. aff.

Nativo. 250-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18858

Hirtella sp. (parcela 1, árbol Nº 402)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16559

Hirtella sp. (parcela 1, árbol Nº 183)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16462

Licania apetala (E. Mey.) Fritsch

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16662

Licania harlingii Prance vel sp. aff.

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16439

Licania heteromorpha var. *heteromorpha*

Nativo. 200–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17451

Licania hypoleuca Benth. vel sp. aff.

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16564

Licania macrocarpa Cuatrec.

Nativo. 200–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18525

Licania micrantha Miq.

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16367

Licania octandra (Hoffmanns. ex Roem. & Schult.) Kuntze

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16410

Licania sp. (parcela 5, árbol N° 3234)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18836

CLETHRACEAE Klotzsch

Clethra castaneifolia Meisn.

Nativo. 2000–2500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17170

CLUSIACEAE Lindl.

Chrysochlamys sp. (parcela 3, árbol N° 1636)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18360

Clusia sp. (parcela 2 árbol N° 1129)

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18030

Clusia sp. (parcela 4, árbol N° 2501)

Nativo. 2100–2500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17033

Clusia sp. (parcela 4, árbol N° 2565)

Nativo. 2100–2500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17168

Dystovomita paniculata (Donn. Sm.) Hammel

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18183

Symphonia globulifera L. f.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19198

Tovomita laurina Planch. & Triana

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*.16657

Tovomita weddelliana Planch. & Triana

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16424

COMBRETACEAE R. Br.

Buchenavia grandis Ducke

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18929

CUNONIACEAE R. Br.

Weinmannia balbisiana var. *balbisiana* vel sp. aff.

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17056

Weinmannia cochensis Hieron

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17035

Weinmannia lechleriana Engl. vel sp. aff.

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17112

Weinmannia sp. (parcela 4, árbol N° 2820)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17258

DIPENTODONTACEAE Merr.

Perrottetia sp. (parcela 3, árbol Nº 2098)

Nativo. 1500–2500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18507

ELAEOCARPACEAE Juss. ex DC.

Sloanea floribunda Spruce ex Benth.

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16716

Sloanea guianensis (Aubl.) Benth.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19106

Sloanea sp. (parcela 1, árbol Nº 352)

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16716

Sloanea sp. (parcela 1, árbol Nº 1)

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16353

Sloanea sp. (parcela 1, árbol Nº 425)

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16681

Sloanea sp. (parcela 1, árbol Nº 326)

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16654

Sloanea sp. (parcela 1, árbol Nº 549)

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16922

Sloanea sp. (parcela1, árbol Nº 630)

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16938

Sloanea sp. (parcela 2, árbol Nº 816)

Nativo. 1000–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17729

Sloanea sp. (parcela 3, árbol Nº 1782)

Nativo. 1300–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18425

ERICACEAE Juss.

Gaultheria sp. (parcela 4, árbol Nº 3045)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17353

ERYTHROXYLACEAE Kunth

Erythroxylum citrifolium A. St.-Hil.

Nativo. 350–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17602

Erythroxylum sp. (parcela 2, árbol Nº 967)

Nativo. 350–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17811

EUPHORBIACEAE Juss.

Acalypha mapirensis Pax vel sp. aff.

Nativo. 350–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18231

Alchornea glandulosa Poepp.

Nativo. 850–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18143

Alchornea latifolia Sw. vel sp. aff.

Nativo. 850–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17679

Alchornea pearcei Britton ex Rusby vel sp. aff.

Nativo. 1200–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18409

Alchornea sp. (parcela 2, árbol N° 913)

Nativo. 850–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17623

Conceveiba rhytidocarpa Müll. Arg.

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18714

Conceveiba terminalis (Baill.) Müll. Arg.

Nativo. 400–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16387

Glycydendron amazonicum Ducke

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18799

Hevea guianensis var. *guianensis*

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16407

Mabea piriri Aubl.

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16505

Mabea sp. (parcela 2, árbol N° 880)

Nativo. 350–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17577

Nealchornea yapurensis Huber

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18762

Pera bicolor (Klotzsch) Müll. Arg.

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16451

Sapium glandulosum (L.) Morong

Nativo. 1000–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18367

Sapium marmieri Huber

Nativo. 200–600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18883

Sapium stylare Müll. Arg. vel sp. aff.

Nativo. 1300–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18341

FABACEAE Lindl.

Abarema jupunba (Willd.) Britton & Killip

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16609

Abarema floribunda (Spruce ex Benth.) Barneby & J. W. Grimes

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16445

Apuleia leiocarpa (Vogel) J. F. Macbr.

Nativo. 200-500 m

L. Valenzuela, *et al*. 19256

Diplotropis purpurea var. *purpurea*

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16382

Dipteryx alata Vogel

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19087

Enterolobium schomburgkii (Benth.) Benth.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16502

Erythrina sp. (parcela 5, árbol N° 3382)

Nativo. 200-500 m

L. Valenzuela, *et al*. 19076

Inga acreana Harms

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19454

Inga acreana Harms vel sp. aff.
Nativo. 200-500 m.
L. Valenzuela, *et al*. 16903

Inga acrocephala Steud. vel sp. aff.
Nativo. 200–1000 m.
L. Valenzuela, *et al*. 18696

Inga alba (Sw.) Willd.
Nativo. 200-500 m.
L. Valenzuela, *et al*. 18931

Inga capitata Desv.
Nativo. 200–1000 m.
L. Valenzuela, *et al*. 16534

Inga edulis Mart.
Nativo. 200–1200 m.
L. Valenzuela, *et al*. 18721

Inga marginata Willd.
Nativo. 200-1000 m
L. Valenzuela, *et al*. 16793

Inga ruiziana G. Don
Nativo. 200–1000 m.
L. Valenzuela, *et al*. 18811

Inga stipularis DC. vel sp. aff.
Nativo. 500-1600 m
L. Valenzuela, *et al*. 18321

Inga thibaudiana DC.
Nativo. 200–1500 m.
L. Valenzuela, *et al*. 16832

Inga velutina Willd.
Nativo. 350–2000 m.
L. Valenzuela, *et al*. 16762

Inga sp. (parcela 2, árbol Nº 669)
Nativo. 500-1500 m
L. Valenzuela, *et al*. 17488

Inga sp. (parcela 2, árbol Nº 992)
Nativo. 500-1500 m
L. Valenzuela, *et al*. 17684

Inga sp. (parcela 2, árbol Nº 1247)
Nativo. 500-1500 m
L. Valenzuela, *et al*. 18025

Inga sp. (parcela 2, árbol Nº 695)
Nativo. 500-1500 m
L. Valenzuela, *et al*. 17537

Inga sp. (parcela 2, árbol Nº 944)
Nativo. 500-1500 m
L. Valenzuela, *et al*. 17646

Inga sp. (parcela 3, árbol Nº 1686)
Nativo. 500-1600 m
L. Valenzuela, *et al*. 18214

Inga sp. (parcela 3, árbol Nº 1571)
Nativo. 500-1600 m
L. Valenzuela, *et al*. 18575

Inga sp. (parcela 5, árbol Nº 3118)
Nativo. 200-500 m
L. Valenzuela, *et al*. 18732

Inga sp. (parcela 5, árbol Nº 3191)
Nativo. 200-500 m
L. Valenzuela, *et al*. 18913

Inga sp. (parcela 5, árbol Nº 3344)
Nativo. 200-500 m
L. Valenzuela, *et al*. 18910

Inga sp. (parcela 5, árbol Nº 3153)
Nativo. 200-500 m

L. Valenzuela, *et al.* 18698

Inga sp. (parcela 5, árbol Nº 3294)

Nativo. 200-500 m

L. Valenzuela, *et al.* 18898

Ormosia amazonica Ducke

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19237

Ormosia larecajana Rudd

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16541

Ormosia sp. (parcela 1, árbol Nº 138)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16509

Parkia igneiflora Ducke

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16555

Pseudopiptadenia suaveolens (Miq.) J.W. Grimes

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18843

Swartzia cuspidata Spruce ex Benth. vel sp. aff.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18755

Swartzia polyphylla DC. vel sp. aff.

Nativo. 200–5000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18889

Swartzia sp. (parcela 1, árbol Nº 70)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16475

Swartzia sp. (parcela 5, árbol Nº 3216)

Nativo. 200–5000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18742

Swartzia sp. (parcela 5, árbol Nº 3150)

Nativo. 200–5000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18703

Swartzia sp. (parcela 5, árbol Nº 3527)

Nativo. 200–5000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18258

Swartzia sp. (parcela 5, árbol Nº 3178)

Nativo. 200–5000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18880

Tachigali cf. *chrysaloides* van der Werff

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16540

Tachigali chrysophylla (Poepp.) Zarucchi & Herend. vel sp. aff.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18896

Tachigali sp. (parcela 2, árbol Nº 1084)

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17716

Tachigali sp. (parcela 5, árbol Nº 3542)

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18977

Tachigali sp. (parcela 5, árbol Nº 3657)

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, et al. 18895

Tachigali sp. (parcela 1, árbol Nº 404)

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16607

Tachigali sp. (parcela 1, árbol Nº 409)

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16575

Tachigali n. sp. (parcela 1, árbol Nº 10)

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16362

Zygia coccinea (G. Don) L. Rico

Nativo. 400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18284

HYPERICACEAE Juss.

Vismia amazonica Ewan

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16841

Vismia amazonica Ewan vel sp. aff.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19132

Vismia macrophylla Kunth

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19055

LACISTEMATACEAE Mart.

Lacistema aggregatum (P. J. Bergius) Rusby

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*.16348

LAMIACEAE Martinov

Hyptidendron arboreum (Benth.) Harley

Nativo. 1300–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18294

LAURACEAE Juss.

Aniba coto (Rusby) Kosterm.

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17805

Aniba guianensis Aubl.

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16665

Aniba panurensis (Meisn.) Mez

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16430

Aniba panurensis (Meisn.) Mez vel sp. aff.

Nativo. 200–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17848

Aniba taubertiana Mez

Nativo.200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18788

Aniba sp. (parcela 1, árbol Nº 406)

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16587

Aniba sp. (parcela 1, árbol Nº 399)

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16678

Beilschmiedia sulcata (Ruíz & Pav.) Kosterm. vel sp. aff.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19234

Beilschmiedia sp. (parcela 2, árbol Nº 813)

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17622

Beilschmiedia sp. (parcela 2, árbol Nº 993)

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17677

Beilschmiedia sp. (parcela 2, árbol Nº 1193)

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*.17995

Endlicheria ruforamula Chanderbali

Nativo. 200-1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16472

Endlicheria sp. (parcela 2, árbol Nº 907)

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17619

Endlicheria sp. (parcela 2, árbol Nº 687)

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17592

Endlicheria sp. (parcela 5, árbol Nº 3308)

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18798

Endlicheria sp. (parcela 5, árbol Nº 3459)

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19066

Licaria aurea (Huber) Kosterm.

Nativo. 400–100 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16521

Licaria cannella (Meisn.) Kosterm.

Nativo. 200-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18050

Mezilaurus sp. (parcela 2, árbol Nº 1301)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*.18077

Nectandra cuspidata Nees & Mart.

Nativo. 350–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17823

Nectandra pulverulenta Nees

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18938

Nectandra reticulata (Ruíz & Pav.) Mez

Nativo. 350–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18374

Nectandra viburnoides Meisn. vel sp. aff.

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16424

Nectandra sp. (parcela 1, árbol Nº 124)

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16455

Nectandra sp. (parcela 3, árbol Nº 1428)

Nativo. 500-1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18312

Ocotea bofo Kunth

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19205

Ocotea cernua (Nees) Mez vel sp. aff.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18727

Ocotea costulata (Nees) Mez

Nativo. 200-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16335

Ocotea ovalifolia (Ruíz & Pav.) Mez

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16448

Ocotea sp. (parcela 1, árbol Nº 9)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16364

Ocotea sp. (parcela 1, árbol Nº 403)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16682

Ocotea sp. (parcela 1)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. s/n

Ocotea sp. (parcela 1, árbol Nº 229)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*.16442

Ocotea sp. (parcela 1, árbol Nº 207)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16428

Ocotea sp. (parcela 1 árbol Nº 251)

Nativo. 200-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16689

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 1109)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17890

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 658)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*.17730

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 1222)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17922

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 964)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17813

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 750)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17553

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 740)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17771

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 681)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17575

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 1045)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17770

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 927)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18093

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 652)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17463

Ocotea sp. (parcela 2, árbol Nº 968)

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17809

Ocotea sp. (parcela 3, árbol Nº 1986)

Nativo. 500-1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. s/n

Ocotea sp. (parcela 3, árbol Nº 1553)

Nativo. 500-1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18429

Ocotea sp. (parcela 4, árbol Nº 2542)

Nativo. 1500-2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16987

Ocotea sp. (parcela 4, árbol Nº 2875)

Nativo. 1500-2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17169

Ocotea sp. (parcela 5, árbol Nº 3225)

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18773

Ocotea sp. (parcela 5, árbol Nº 3571)

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19039

Ocotea sp. (parcela 5, árbol Nº 3521)

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19134

Persea peruviana Nees

Nativo. 500-1500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17464

Pleurothyrium intermedium (Mez) Rohwer vel sp. aff.

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, et al. 19037

Pleurothyrium poeppigii Nees vel sp. aff.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18859

Pleurothyrium sp. (parcela 5, árbol Nº 3263)

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18985

Pleurothyrium sp. (parcela 5, árbol Nº 3167)

Nativo. 200-500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18849

Sextonia sp. (parcela 5, árbol Nº 3257)

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18962

LECYTHIDACEAE A. Rich.

Eschweilera coriacea (DC.) S. A. Mori

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16487

Eschweilera gigantea (R. Knuth) J. F. Macbr.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18708

Eschweilera sp. (parcela 1, árbol Nº 22)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16358

Eschweilera sp. (parcela 2, árbol Nº 672)

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17498

Eschweilera sp. (parcela 3, árbol Nº 1699)

Nativo. 500–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18521

Eschweilera sp. (parcela 5, árbol Nº 3143)

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18960

Gustavia hexapetala (Aubl.) Sm.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18834

Lecythis pisonis Cambess.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19251

LINACEAE DC. ex Perleb

Roucheria columbiana Hallier f.

Nativo. 350–1500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18113

LOGANIACEAE R. Br. ex Mart.

Bonyunia pulchra Ricketson, J.R. Grant & Liesner sp. nov.

Nativo. 400–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16375

LORANTHACEAE Juss.

Gaiadendron punctatum (Ruíz & Pav.) G. Don

Nativo. 1500–2500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17147

MALPIGHIACEAE Juss.

Bunchosia armeniaca (Cav.) DC. vel sp.

aff.

Nativo. 700-1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18358

MALVACEAE Adans.

Apeiba membranacea Spruce ex Benth.

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18803

Cavanillesia sp. (parcela 5, árbol N° 3215)

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. s/n

Ceiba pentandra (L.) Gaertn.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18847

Heliocarpus americanus L.

Nativo. 200–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18551

Matisia ochrocalyx K. Schum.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19084

Pachira insignis (Sw.) Sw. ex Savigny

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19259

Pachira sp. (parcela 2, árbol N° 803)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17723

Quararibea wittii K. Schum. & Ulbr.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18840

Sterculia apeibophylla Ducke

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19218

Sterculia frondosa Rich.

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16484

Sterculia peruviana (D. R. Simpson) E. L. Taylor

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18874

Theobroma cacao L.

Nativo y cultivado. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18771

Theobroma subincanum Mart.

Nativo. 200–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18935

MELASTOMATACEAE Juss.

Graffenrieda limbata Triana vel sp. aff.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16556

Graffenrieda sp. (parcela 1, árbol N° 193)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16434

Graffenrieda sp. (parcela 1, árbol N° 271)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16738

Meriania hexamera Sprague

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18320

Meriania sp. (parcela 2, árbol N° 875)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17487

Miconia chrysophylla (Rich.) Urb. vel sp. aff.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.*16748

Miconia elaeagnoides Cogn.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.*16691

Miconia punctata (Desr.) D. Don ex DC.

Nativo. 350–2000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16355

Miconia sp. (parcela 1, árbol Nº 602)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16923

Miconia sp. (parcela 1, árbol Nº 604)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16860

Miconia sp. (parcela 1, árbol Nº 112)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.*16394

Miconia sp. (parcela1, árbol Nº 142)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.*16535

Miconia sp. (parcela 2, árbol Nº 1068)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.*17953

Miconia sp. (parcela 2, árbol Nº 676)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.*17465

Miconia sp. (parcela 2, árbol Nº 1299)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.*18082

Miconia sp. (parcela 2, árbol Nº 680)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17578

Miconia sp. (parcela 2, árbol Nº 654)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17439

Miconia sp. (parcela 2, árbol Nº 1279)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17916

Miconia sp. (parcela 2, árbol Nº 1071)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.*18085

Miconia sp. (parcela 3, árbol Nº 1436)

Nativo. 1400–1700 m.

L. Valenzuela, *et al.*18382

Miconia sp. (parcela 3, árbol Nº 1440)

Nativo. 1400–1700 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18377

Miconia sp. (parcela 3, árbol Nº 1539)

Nativo. 1400–1700 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18243

Miconia sp. (parcela 3, árbol Nº 1434)

Nativo. 1400–1700 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18373

Miconia sp. (parcela 3, árbol Nº 1448)

Nativo. 1400–1700 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18391

Miconia sp. (parcela 3, árbol Nº 2131)

Nativo. 1400–1700 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18592

Miconia sp. (parcela 3, árbol Nº 1751)

Nativo. 1400–1700 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18240

Miconia sp. (parcela 3, árbol Nº 1891)

Nativo. 1400–1700 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18672

Miconia sp. (parcela 4, árbol Nº 2503)

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17129

Miconia sp. (parcela 4, árbol Nº 2516)

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17062

Miconia sp. (parcela 4, árbol Nº 2639)

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17101

Miconia sp. (parcela 4, árbol Nº 2863)

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17013

Miconia sp. (parcela 4, árbol Nº 3075)

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17390

Miconia sp. (parcela 4, árbol Nº 2694)

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17084

Miconia sp. (parcela 4, árbol Nº 2816)

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17279

Miconia sp. (parcela 4, árbol Nº 2582)

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17191

Mouriri grandiflora DC.

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*.18741

Mouriri myrtifolia Spruce ex Triana

Nativo. 200–500 m.

L. Valenzuela, *et al*.18883

Mouriri nigra (DC.) Morley vel sp. aff.

Nativo. 500–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*.17487

Tibouchina lepidota (Bonpl.) Baill.

Nativo. 2100–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17411

Topobea multiflora (D. Don) Triana

Nativo. 350–2000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17428

Topobea sp. (parcela 2, árbol Nº 666)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17483

MELIACEAE Juss.

Cabralea canjerana subsp. *canjerana*

Nativo. 250–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*.18018

Cedrela sp. (parcela 2)

Nativo. 500–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. s/n

Guarea gomma Pulle

Nativo. 250-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18729

Guarea grandifolia DC.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19232

Guarea kunthiana A. Juss.

Nativo. 250–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18361

Guarea pterorhachis Harms

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18841

Guarea sp. (parcela 2, árbol Nº 747)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17562

Guarea sp. (parcela 3, árbol Nº 1457)

Nativo. 1000–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18299

Trichilia micrantha Benth.

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16432

Trichilia poeppigii C. DC.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18726

Trichilia solitudinis Harms

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18725

MONIMIACEAE Juss.

Mollinedia ovata Ruíz & Pav.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18692

MORACEAE Link

Batocarpus costaricensis Standl. & L.O. Williams

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18824

Brosimum acutifolium subsp. *acutifolium*

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19248

Brosimum alicastrum Sw.

Nativo. 250-500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19209

Brosimum guianense (Aubl.) Huber

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19188

Brosimum lactescens (S. Moore) C. C. Berg

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18797

Brosimum lactescens (S. Moore) C. C. Berg vel sp. aff.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16471

Brosimum parinarioides Ducke

Nativo. 250–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17736

Brosimum rubescens Taub.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16809

Castilla ulei Warb.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19060

Clarisia biflora Ruíz & Pav.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19104

Clarisia racemosa Ruíz & Pav.

Nativo. 250–5000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18982

Ficus cuatrecasana Dugand

Nativo. 1200–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18347

Ficus guianensis Desv. ex Ham.

Nativo. 500–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16357

Ficus nymphaeifolia Mill.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19111

Ficus paraensis (Miq.) Miq. vel sp. aff.

Nativo. 1000–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18215

Ficus sp. (parcela 2, árbol Nº 1217)

Nativo. 500–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18167

Ficus sp. (parcela 3, árbol Nº 1493)

Nativo. 1000–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18546

Helicostylis scabra (J. F. Macbr.) C. C. Berg

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18918

Helicostylis tomentosa (Poepp. & Endl.) Rusby

Nativo. 500–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16371

Maquira coriacea (H. Karst.) C. C. Berg

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16392

Maquira calophylla (Poepp. & Endl.) C. C. Berg

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18728

Morus insignis Bureau

Nativo. 1000–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18408

Perebea angustifolia (Poepp. & Endl.) C. C. Berg

Nativo. 250-500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19030

Perebea guianensis Aubl.

Nativo. 500-1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17546

Poulsenia armata (Miq.) Standl.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18829

Pseudolmedia laevigata Trécul

Nativo. 250–1500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17660

Pseudolmedia laevis (Ruíz & Pav.) J. F. Macbr.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18683

Pseudolmedia macrophylla Trécul

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18920

Sorocea guilleminiana Gaudich.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18940

Sorocea pileata W. C. Burger

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18830

MYRISTICACEAE R. Br.

Iryanthera juruensis Warb.

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16395

Iryanthera laevis Markgr.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18736

Iryanthera paraensis Huber

Nativo. 350–850 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17531

Osteophloeum platyspermum (Spruce ex A. DC.) Warb.

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16343

Otoba sp. (parcela 1, árbol N° 576)

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16897

Virola calophylla (Spruce) Warb.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18818

Virola elongata (Benth.) Warb.

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16461

Virola flexuosa A. C. Sm.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, et al. 19072

Virola mollissima (Poepp. ex A. DC.) Warb. vel sp. aff.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19042

Virola multinervia Ducke

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18981

Virola pavonis (A. DC.) A. C. Sm.

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16813

Virola sebifera Aubl.

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16352

Virola sp. (parcela 1, árbol N° 560)

Nativo. 350–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16830

Virola sp. (parcela 2, árbol N° 974)

Nativo. 350–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18061

Virola sp. (parcela 2, árbol N° 668)

Nativo. 350–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17496

PRIMULACEAE Batsch ex Borkh

Ardisia sp. (parcela 1, árbol N° 641)

Nativo. 500-1000 m

L. Valenzuela, *et al*. 16933

Cybianthus sp. (parcela 4, árbol N° 2530)

Nativo. 2000-2300 m

L. Valenzuela, *et al*. 17017

Myrsine umbellata Mart.

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17831

Stylogyne ambigua (Mart.) Mez vel sp. aff.

Nativo. 350–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18430

MYRTACEAE Adans.

Eugenia florida DC.

Nativo. 250–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17440

Eugenia sp. (parcela 1, árbol N° 85)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16491

Eugenia sp. (parcela 1, árbol N° 45)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16383

Eugenia sp. (parcela 2, árbol Nº 1073)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17725

Eugenia sp. (parcela 2, árbol Nº 1133)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18035

Eugenia sp. (parcela 2, árbol Nº 792)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17674

Eugenia sp. (parcela 2, árbol Nº 697)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17540

Eugenia sp. (parcela 2, árbol Nº 1270)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17884

Eugenia sp. (parcela 2, árbol Nº 945)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17639

Eugenia sp. (parcela 3, árbol Nº 1464)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18282

Eugenia sp. (parcela 3, árbol Nº 1846)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18548

Eugenia sp. (parcela 3, árbol Nº 1425)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18327

Eugenia sp. (parcela 4, árbol Nº 2659)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17091

Eugenia sp. (parcela 5, árbol Nº 3407)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19125

Myrcianthes sp. (parcela 4. árbol Nº 2558)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17024

Myrciaria sp. (parcela 2, árbol Nº 819)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17503

Myrciaria sp. (parcela 2, árbol Nº 1164)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18181

Myciaria sp. (parcela 4, árbol Nº 2510)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17053

NYCTAGINACEAE Juss.

Neea divaricata Poepp. & Endl.

Nativo. 250–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16501

Neea divaricata Poepp. & Endl. vel sp. aff.

Nativo. 250–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16751

Neea macrophylla Poepp. & Endl.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18748

Neea sp. (parcela 1, árbol Nº 196)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16498

OCHNACEAE DC.

Cespedesia spathulata (Ruíz & Pav.) Planch.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16420-B

Ouratea sp. (parcela 1, árbol N° 48)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16473

Quiina florida Tul.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19208

Quiina obovata Tul.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16763

OLACACEAE Mirb. ex DC.

Aptandra tubicina (Poepp.) Benth. ex Miers

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18713

PENTAPHYLACACEAE Engl.

Freziera sp. (Parcela 4, árbol N° 2871)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17019

Ternstroemia sp. (Parcela 4, árbol N° 2833)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17238

PHYLLANTHACEAE Martinov

Hieronyma duquei Cuatrec.

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18224

Hieronyma oblonga (Tul.) Müll. Arg.

Nativo. 350–2000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16467

Hieronyma sp. (Parcela 2, árbol N° 938)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17820

Richeria grandis var. *grandis*

Nativo. 850–1500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16667

PICRAMNIACEAE Fernando & Quinn

Picramnia sellowii Planch.

Nativo. 350–3500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18279

PIPERACEAE C. Agardh

Piper arboreum Aubl.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19096

POLYGALACEAE Hoffmanns. & Link

Monnina sp. (Parcela 4, árbol N° 2557)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17027

POLYGONACEAE Juss.

Coccoloba mollis Casar

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.*18523

RHIZOPHORACEAE Pers.

Sterigmapetalum obovatum Kuhlm.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16749

RUBIACEAE Juss.

Agouticarpa sp. (Parcela 2, árbol N° 804)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17474

Alibertia sp. (Parcela1, árbol N° 49)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16443

Amaioua corymbosa Kunth

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16742

Bathysa obovata K. Schum. ex Standl. vel sp. aff.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16735

Bathysa sp. (Parcela 2, árbol Nº 688)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17598

Bathysa sp. (Parcela 3, árbol Nº 1447)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18258

Bathysa sp. (Parcela 3, árbol Nº 1722)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18219

Chomelia sp. (Parcela 3, árbol Nº 1470)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18287

Cinchona pubescens Vahl vel sp. aff.

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17123

Cinchona sp. (Parcela 4, árbol Nº 2545)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16948

Coussarea sp. (Parcela 5, árbol Nº 3346)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18690

Duroia hirsuta (Poepp.) K. Schum.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19131

Elaeagia karstenii Standl.

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18407

Elaeagia mariae Wedd. vel sp. aff.

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17533

Elaeagia pastoensis L. E. Mora

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17469

Elaeagia sp. (Parcela 2, árbol Nº 970)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17818

Elaeagia sp. (Parcela 3, árbol Nº 1989)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18476

Elaeagia sp. (Parcela 3, árbol Nº 1789)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18445

Faramea sp. (Parcela 1, árbol Nº 140)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16538

Faramea sp. (Parcela 2, árbol Nº 1202)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18139

Faramea sp. (Parcela 3, árbol Nº 1847)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18535

Faramea sp. (Parcela 5, árbol Nº 3629)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18961

Guettarda crispiflora Vahl vel sp. aff.

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.*18385

Ixora sp. (Parcela 1, árbol Nº, 66)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16477

Ladenbergia amazonensis Ducke

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16591

Ladenbergia sp. (Parcela 2, árbol Nº 703)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17607

Parachimarrhis sp. (Parcela 3, árbol Nº 1536)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18362

Posoqueria coriacea M. Martens & Galeotti

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18443

Psychotria sp. (Parcela 2, árbol Nº 661)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17444

Psychotria sp. (Parcela 3, árbol Nº 1645)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18271

Psychotria sp. (Parcela 3, árbol Nº 1577)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18357

Psychotria sp. (Parcela 4, árbol Nº 2605)

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16995

Remijia chelomaphylla G. A. Sullivan

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16336

Schizocalyx sterculioides (Standl.) Kainul. & B. Bremer

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18227

Semaphyllanthe megistocaula (K. Krause) L. Anderson

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18735

Simira sp. (Parcela 5, árbol Nº 3232)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18892

Tocoyena williamsii Standl.

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18309

RUTACEAE Juss.

Zanthoxylum ekmani (Urb.) A. H. Liogier

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19015

Zanthoxylum sp. (Parcela 1, árbol Nº 245)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16504

Zanthoxylum sp. (Parcela 5, árbol Nº 3195)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18923

Zanthoxylum sp. (Parcela 5, árbol Nº 3522)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.*19133

SABIACEAE Blume

Meliosma herbertii Rolfe

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16360

SALICACEAE Mirb.

Banara guianensis Aubl.

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18446

Casearia sp. (Parcela 2, árbol N° 781)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17454

Lunania parviflora Spruce ex Benth.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18704

Tetrathylacium macrophyllum Poepp.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18754

SAPINDACEAE Juss.

Allophylus excelsus (Triana & Planch.) Radlk. vel sp. aff.

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18232

Cupania latifolia Kunth

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18395

Matayba arborescens (Aubl.) Radlk.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16379

Matayba sp. (Parcela 2, árbol N° 421)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17435

Matayba sp. (Parcela 3, árbol N° 1555)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18449

Talisia cerasina (Benth.) Radlk. vel sp. aff.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18928

SAPOTACEAE Juss.

Chrysophyllum sanguinolentum subsp. *spurium* (Ducke) T. D. Penn.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16346

Chrysophyllum venezuelanense (Pierre) T. D. Penn.

Nativo. 910 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19191

Ecclinusa lanceolata (Mart. & Eichler) Pierre

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16732

Manilkara bidentata (A. DC.) A. Chev.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18687

Micropholis egensis (A. DC.) Pierre

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, et al. 16414

Micropholis guyanensis subsp. *guyanensis*

Nativo. 500–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16553

Micropholis venulosa (Mart. & Eichler) Pierre

Nativo. 250–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16928

Pouteria aubrevillei Bernardi vel sp. aff.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, et al. 16739

Pouteria bangii (Rusby) T. D. Penn. vel sp. aff.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18844

Pouteria caimito (Ruíz & Pav.) Radlk. vel sp. aff.

Nativo. 500–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16374

Pouteria cladantha Sandwith

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19245

Pouteria cuspidata (A. DC.) Baehni

Nativo. 250–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16499

Pouteria durlandii (Standl.) Baehni vel sp. aff.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18838

Pouteria guianensis Aubl.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16726

Pouteria reticulata (Engl.) Eyma vel sp. aff.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16683

Pouteria torta subsp. *glabra* T. D. Penn.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18743

Pouteria trilocularis Cronquist

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18691

Pouteria vernicosa T. D. Penn. vel sp. aff.

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17616

Pouteria sp. (Parcela 1, árbol Nº 64)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16435

Pouteria sp. (Parcela 1, árbol Nº 56)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16478

Pouteria sp. (Parcela 1, árbol Nº 60)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16433

Pouteria sp. (Parcela 1, árbol Nº 111)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16398

Pouteria sp. (Parcela 1, árbol Nº 62)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16474

Pouteria sp. (Parcela 1, árbol Nº 7)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16369

Pouteria sp. (Parcela 1, árbol Nº 589)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16857

Pouteria sp. (Parcela 1, árbol Nº 265)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16768

Sarcaulus brasiliensis subsp. *brasiliensis*

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18802

SIMAROUBACEAE DC.

Simaba guianensis Aubl.

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17706

Simarouba amara Aubl.

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16934

SIPARUNACEAE (A. DC.) Schodde

Siparuna decipiens (Tul.) A. DC.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19127

SOLANACEAE Adans.

Cestrum megalophyllum Dunal

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18307

Solanum lepidotum Dunal

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18369

Solanum sp. (Parcela 3, árbol Nº 1646)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18272

STAPHYLEACEAE Martinov

Staphylea occidentalis Sw.

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18356

STYRACACEAE Dumort.

Styrax vilcabambae (D. R. Simpson) B. Walln.

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16998

SYMPLOCACEAE Desf.

Symplocos quitensis Brand

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16990

THEACEAE Mirb.

Gordonia fruticosa (Schrad.) H. Keng

Nativo. 2000–2300 m.

L. Valenzuela, *et al*. 17311

ULMACEAE Mirb.

Ampelocera edentula Kuhlm.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18832

URTICACEAE Juss.

Cecropia angustifolia Trécul

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*.18217

Cecropia membranacea Trécul

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al*. 16690

Cecropia sciadophylla Mart.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19804

Cecropia sp. (Parcela 3, árbol Nº 1416)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18306

Cecropia sp. (Parcela 3, árbol Nº 1494)

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al*. 18578

Cecropia sp. (Parcela 5, árbol Nº 3396)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al*. 19246

Cecropia sp. (Parcela 5, árbol Nº 3387)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19253

Coussapoa sp. (Parcela 1, árbol N° 12)

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16344

Coussapoa sp. (Parcela 2, árbol N° 1008)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17766

Pourouma bicolor Mart.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16829

Pourouma bicolor Mart. vel sp. aff.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18966

Pourouma cecropiifolia Mart.

Nativo. 250–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17673

Pourouma guianensis subsp. *guianensis*

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19012

Pourouma guianensis Aubl. vel sp. aff.

Nativo. 500–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16356

Pourouma minor Benoist

Nativo. 250–1000 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16415

Pourouma mollis Trécul

Nativo. 500–100 m.

L. Valenzuela, *et al.* 16611

Pourouma mollis subsp. *triloba* (Trécul) C. C. Berg & Heusden

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18969

Pourouma sp. (Parcela 2, árbol N° 671)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17726

Urera baccifera (L.) Gaudich. ex Wedd.

Nativo. 1400–1600 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18350

Urera caracasana (Jacq.) Gaudich. ex Griseb.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18958

VIOLACEAE Batsch

Leonia glycycarpa var. *glycycarpa*

Nativo. 500–800 m.

A. Gentry, D. Smith & N. Jaramillo 41657

Paypayrola longifolia Tul. vel sp. aff.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18763

Paypayrola grandiflora Tul.

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 19098

Rinorea sp. (Parcela 5, árbol N° 3322)

Nativo. 250–500 m.

L. Valenzuela, *et al.* 18837

VOCHYSIACEAE A. St.-Hil.

Vochysia sp. (Parcela 2, árbol N° 958)

Nativo. 1000–1400 m.

L. Valenzuela, *et al.* 17802

Agradecimientos

Los autores expresan su agradecimiento a la Fundación Moore, por brindar la subvención económica para este estudio dentro del proyecto RAINFOR (Red Amazónica de Inventarios Forestales), al Missouri Botanical Garden (MO), al Herbario Selva Central, Oxapampa (HOXA), por el acceso a las colecciones; al proyecto "Conservación de la Biodiversidad en los Bosques Tropicales del Perú, considerando aspectos de protección del clima" ejecutado por GIZ - SERNANP - MINAM, en la Reserva Comunal El Sira, a la Dra. Lily Rodríguez Bayona por todo el apoyo en las diversas coordinaciones de apoyo administrativo y logístico, al Servicio Nacional de Áreas Naturales Protegidas por el Estado (SERNANP), por las facilidades brindadas al concedernos las respectivas autorizaciones de investigación en la Reserva Comunal El Sira, al Jefe de la Reserva Comunal el Sira Luis Saavedra, por todo el apoyo y las coordinaciones en las diversas expediciones, a los integrantes de ECOSIRA, a los asistentes de campo, Alex Gonzáles C., Edwin Díaz Rivera, Walter Villegas P., Ten Domínguez Pizango de la Comunidad Nativa de Tahuantinsuyo, a los Bachilleres en Biología Amador Pfuro Tapia de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco y Din Heredia Huarino de la Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa y muy especialmente a los 40 porteadores de las diferentes comunidades y alrededores de Yuyapichis, también un agradecimiento especial a Erika Fernández Jiménez, Thania Carhuaricra Espinoza, César Augusto Rojas Tello del Herbario (HOXA) por toda la labor de secado, montaje y almacenamiento de las colecciones.

Literatura citada

APG, II. 2003. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. Bot. Jour. of the Linnean Society, 141: 399-436.

APG, III. 2009. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III–The Angiosperm Phylogeny Group–The Linnean Society of London, Botanical Journal of the Linnean Society, 161: 105–121

Baker, T. R.; O. L. Phillips; Y. Malhi; S. Almeida; L. Arroyo; A. Di Fiore; T. Erwin; T. J. Killeen; S. G. Laurance; W. F. Laurance; S. L. Lewis; J. Lloyd; A. Monteagudo; D. A. Neill; S. Patiño; N. C. A. Pitman; M. J. N. Silva & R. Vásquez. 2004. Variation in wood density determines spatial patterns in Amazonian forest biomass. Global Change Biology 10 (5): 545-562. doi:10.1111/j.1365-2486.2004.00751.x

Brako, L. & J. L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot., Missouri Bot. Gard. 45: 1-1286.

van der Werff, H. & T. Consiglio. 2004. Distribution and Conservation Significance of Endemic Species of Flowering Plants in Peru. Biodiversity and Conservation.

Brummitt, R. K. 1992. En línea. Vascular Plant Families and Genera. http://data.kew.org/vpfg1992/genlist.html.

Daly, D. & M. Silveira. 2008. First Catalogue of the Flora of Acre, Brazil. Editora Da Universidade Federal Do Acre -EDUFAC. 555 pp.

Feeley, K. J.; Y. Malhi; P. Zelazowski & M. Silman. 2012. The relative importance of deforestation, precipitation change, and temperature sensitivity in determining the future distributions and diversity of Amazonian plant species. Global Change

Biology. 18 (8): 2636–2647.

Henderson, A.; G. Galeano & R. Bernal. 1995. Field Guide to the Palms of the Americas. Princeton University Prees, New Jersey, USA. 352 pp.

Henderson, A.; G. & I. Villalba. 2013. A revision of *Welfia* (Arecaceae) Phytotaxa 119 (1): 35–39, f. 1A–I, 2A–F, 4A. 2013.

León, B.; J. Roque; C. Ulloa Ulloa; N. Pitman; P. M. JØrgensen & A. Cano. 2006. El Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Perú. Rev. Perú. biol. Vol. 13 (2): 1-971.

Lopez, G.; S. L. Lewis; M. Burkitt & O. L. Phillips. 2011. ForestPlots.net: a web application and research tool to manage and analyses tropical forest plot data. Journal of Vegetation Science 22: 610–613. doi: 10.1111/j.1654-1103.2011.01312.x

Lopez, G.; S. L. Lewis; M. Burkitt; T. R. Baker & O. L. Phillips. ForestPlots.net Database. www.forestplots.net.

Mabberley, D. J. 1998. The Plant Book. A Portable Dictionary of the Vascular Plants. University Pres. Cambridge. Second edition. U. K. 858 pp.

Malhi, Y.; LEOC. Aragão; D. Galbraith; C. Huntingford; R. Fisher; P. Zelazowski; S. Sitch; C. McSweeney & P. Meir. 2009. Exploring the likelihood and mechanism of a climate-change-induced dieback of the Amazon rainforest. Proceedings of the National Academy of Sciences 106 (49): 20610-20615. doi:10.1073/pnas.0804619106.

Monteagudo, A. & M. Huamán. 2010. Catálogo de los árboles y afines de la Selva Central del Perú. Arnaldoa 17 (2): 203-242.

Pennington, T. D.; C. Reynel & A. Daza. 2004. Illustrated guide to the Tree of Peru. Published by David Hunt, The Manse, Chapel Lane, Milborne Port Sherborne, DT9 5DL, England. 848 pp.

Red Amazonica de Inventarios Forestales (RAINFOR). http://www.rainfor.org

Reynel, C.; T. D. Pennington; R. T. Pennington; J. L. Marcelo & A. Daza. 2006. Árboles útiles del Ande Peruano. Una Guía de identificación, ecología y propagación de las especies de la Sierra y los Bosques Montanos en el Perú. 1ra. Edición. Lima. Perú. 466 pp.

Ribeiro, J.; M. Hopkins; A. Vicentini; C. Sothers; M. Costa; J. Brito; M. Souza; L. Martins; L. Lohmann; P. Assuncao; E. Pereira; C. Silva; M. Mesquita & L. Procopio. 1999. Flora da Reserva Ducke: Guia de identificacao das plantas vasculares de uma floresta de terra-firme na Amazonia Central, INPA, Manaus, 800 pp.

Rudas, L. A. & C. A. Prieto. 2005. Flórula del Parque Nacional Amacayacu Amazonas, Colombia Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 99: 1-680.

Stevens, P. F. 2001. En línea. Angiosperm Phylogeny Website. Version 9, June 2008. http://www.mobot.org/MOBOT/Research/APweb/welcome.html

Ulloa Ulloa, C.; J. L. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa. Edición especial: 1-242.

Valenzuela, L.; G. Calatayud; J. Farfán; I. Huamantupa; A. Monteagudo & E. Suclli. 2007. Flórula de la Reserva Ecológica Inkaterra, Perú.

Vásquez, R.; R. Rojas & R. Rodríguez. 2002 [2003]. Adiciones a la Flora Peruana: especies nuevas, nuevos registros y estados taxonómicos de las Angiospermas para el Perú. Arnaldoa 9 (2): 43-110.

Vásquez, R.; R. Rojas; A. Monteagudo; K. Meza; H. van der Werff & R. Ortiz-

Gentry. 2005. Flora Vascular de la selva central del Perú: Una aproximación de la composición florística de tres Áreas Naturales Protegidas. Arnaldoa. 12 (1-2): 112–125.

Vásquez, M. R. 1997. Flórula de las reservas biológicas de Iquitos, Perú. Monogr. Syst. Bot Missouri Bot. Gard. 63: 1-1046.

Vásquez, M. R.; R. Rojas & H. van der Werff. 2010. Flora del Río Cenepa, Amazonas, Perú. Monogr. Syst. Bot Missouri Bot. Gard. 114

W3TROPICOS. 2006. Missouri Botanical Garden's VAST (VAScular Tropicos) nomenclatural database and associated authority files. Published on the Internet httpmobot.mobot.org/W3T/Search/vast.html [accessed May-July 2006].

Zelazowski, P.; Y. Malhi; C. Huntingford; S. Sitch & J. B. Fisher. 2011. Changes in the potential distribution of humid tropical forests on a warmer planet. Phil Trans Royal Society London B369, 1934, 137-160

Arnaldoa 21 (1): 165 - 178, 2014 ISSN: 1815-8242

Composición florística, estructura y endemismo en una parcela permanente de bosque seco en Zapotillo, provincia de Loja, Ecuador

Floristic composition, structure and endemism in permanent plot of dry forest in Zapotillo, Loja province, Ecuador

***Zhofre Aguirre Mendoza*[1], *Diego Buri Sivisaca*[2], *Ynocente Betancourt*[3] & *Gretel Geada López*[3]**

1.Docente de la Universidad Nacional de Loja, Ecuador zhofrea@yahoo.es. 2. Técnico del Herbario LOJA. 3. Docentes de la Universidad de Pinar del Río, Cuba.

Resumen

En el bosque seco de la Reserva Natural "La Ceiba" (RNLC), cantón Zapotillo, provincia de Loja, ubicada entre 386 y 415 m de altitud y en las coordenadas 80º15'34,06''W y 4º13'42,69''S, se estableció una parcela permanente de 100 x 100 m, con 25 subparcelas de 20 x 20 m. En cada sub parcela, se registraron todos los individuos ≥ 5 cm de diámetro a la altura del pecho (DAP). Se registran 28 especies de árboles, 8 arbustos, 9 hierbas y 4 epífitas. Se inventariaron 1 057 individuos/ha, 956 son árboles no ramificados y 101 se ramifican. Los árboles presentan un área basal de 26,73 m^2/ha y un volumen de 169,41 m^3/ha. Las familias más diversas son Fabaceae, Bombacaceae, Mimosaceae y Caesalpiniaceae. Las especies con mayor IVIE son: *Simira ecuadorensis, Tabebuia chrysantha, Ceiba trichistandra* y *Cordia macrantha*. El perfil estructural de un transecto de 10 x 100 m, demuestra que el estrato superior está representado por *Tabebuia chrysantha, Terminalia valverdeae* y *Piscidia carthagenensis*, el estrato codominado por *Bursera graveolens, Citharexylum quitense* y *Erythroxylum glaucum*, y el estrato suprimido por *Simira ecuadorensis* y *Prockia crucis*. Se registraron 13 especies endémicas que son compartidas con Perú. La composición florística y las características estructurales determinan un buen estado de conservación del bosque.

Palabras clave: Bosque seco decíduo, región Tumbesina, composición florística, parcela permanente.

Abstrac

In the dry forest of the nature reserve "La Ceiba" (RNLC), Zapotillo, province of Loja, located between 386 and 415 m above sea level and at coordinates 80° 15'34, 06'' W and 4° 13'42, 69 ''S, established a permanent plot of 100 x 100 m, with 25 subplots of 20 x 20 m. In each subplot were all individuals ≥ 5 cm diameter at breast height (DBH). He recorded 28 species of trees, 8 shrubs, 9 herbs and 4 epiphytic. An inventory of 1057 individuals/ha, 956 trees are not branched and 101 branch. Trees have a basal area of m^2/ha 26,73 and 169,41 m^3. The most diverse families are Fabaceae, Bombacaceae, Mimosaceae and Caesalpiniaceae. Species with greater IVIE are: *Simira ecuadorensis, Tabebuia chrysantha, Cordia macrantha* and *Ceiba trichistandra*. The structural profile of a transect of 10 x 100 m, shows that the top tier is represented by *Tabebuia chrysantha, Terminalia valverdeae* and *Piscidia carthagenensis*, stratum codominado by *Bursera graveolens, Citharexylum quitense* and suppressed stratum by *Erythroxylum glaucum, Simira ecuadorensis* and *Prockia crusis*. There were 13 endemic species are shared with Peru. The floristic composition and structural characteristics determine a good state of preservation of the forest.

Key words: dry deciduous forest, Tumbesine region, floristic composition, permanent plot.

Introducción

Los bosques secos son formaciones vegetales donde la precipitación anual fluctúa entre 350–800 mm con una temporada seca de al menos cinco a seis meses (Pennington *et al.*, 2000), y al menos el 75% de las especies pierden sus hojas durante la estación seca (Lozano, 2002).

Se estima que existen 1 048 700 km^2 de bosque seco tropical que están distribuidos en las tres regiones tropicales. Más de la mitad del área (54,2%) se encuentra en América del Sur, el área restante se encuentra casi en partes iguales en América del Norte y Central, África y Eurasia, con una proporción pequeña (3,8%) en Australia y el Sudeste de Asia. En el norte y centro de América, se extienden desde México hasta Costa Rica. En sur América en la franja del Océano Atlántico, estos bosques son frecuentes en Venezuela y Brasil y, hacia el océano Pacífico en Ecuador, Perú y Chile. Los bosques secos también se encuentran dispersos en muchos valles montanos tropicales (Gunter *et al.*, 2011; Lamprecht,

1990; Janzen, 1988; Murphy & Lugo, 1986).

En Ecuador, los bosques secos forman parte de la región Tumbesina (Ecuador-Perú) y abarcan aproximadamente 135 000 km^2, ubicados desde Manabí hasta la costa norte de Perú, desde 0 hasta 1000 m de altitud. Considerada una zona de importancia biológica por su elevado número de especies endémicas de flora (Madsen *et al.*, 2001) y por la existencia de fauna única (Stattersfield *et al.*, 1998).

Estos bosques se encuentran amenazados por la ampliación de la frontera agrícola, sobrepastoreo, extracción de maderas valiosas e incendios forestales, que reducen la superficie de estos ecosistemas. Pese a esto, Neill (2000) manifiesta: "*… que en el suroccidente de Loja, en los Cantones de Macará y Zapotillo, están presentes los mejores remanentes de este ecosistema.*"

Para conocer mejor la estructura y estado de conservación del bosque seco se instaló una parcela permanente de una hectárea en la Reserva Natural "La Ceiba", donde se determinó la composición florística, estructura y endemismo, información útil para conocer la dinámica de este ecosistema e impulsar futuros trabajos de conservación.

Material y métodos

Metodología

Zona de estudio

La investigación se realizó en una parcela permanente de una hectárea en la Reserva Natural "La Ceiba" (RNLC), en el sector Balsa Real, cantón Zapotillo, provincia de Loja (NCI, 2009). Con una variación altitudinal de 386 y 415 m, tiene una extensión de 10 000 ha. Limita al norte con la comunidad de Revolcaderos, al sur la hacienda Romeros, al este la cordillera de Cabeza de Toro y al oeste la quebrada Pilares.

Aspectos ecológicos

Esta zona registra una precipitación total anual de 510,8 mm, distribuidos en un periodo de 2 a 3 meses, generalmente en febrero, marzo y abril; la temperatura media anual es de 24,9ºC (Cañadas, 1983). Según Sierra *et al.* (1999), la zona de estudio pertenece a la formación de bosque deciduo de tierras bajas y, según Cañadas (1983) es bosque seco tropical.

Métodos

Composición y diversidad florística

Con una brújula y piola nylon, se estableció la parcela permanente de 1 ha (100 x 100 m) con mojones de 1 m en las esquinas. Se subdividió en 25 sub parcelas de 400 m^2 (20 x 20 m), donde se midieron los individuos mayores o iguales a 5 cm de diámetro a la altura del pecho (DAP). Los tallos fueron etiquetados con placas metálicas y marcados con un código numérico a la altura de 1,45 m. Los arbustos y hierbas se registraron en 9 sub parcelas de 25 m^2 (5 x 5 m) y 1 m^2 (1 x 1 m) anidadas. También, se inventariaron las epífitas vasculares. Se colectaron muestras botánicas de las especies para su identificación en el Herbario "Reinaldo Espinosa" de la Universidad Nacional de Loja.

Cálculo de parámetros estructurales

Se utilizaron las fórmulas planteadas por Cerón (1993); Aguirre & Aguirre (1999);Moreno (2001).

$$\text{Densidad (D) \# ind / Superficie} = \frac{\text{Número de individuos por especie}}{\text{Total del área muestreada}}$$

$$\text{Densidad Relativa (DR)\%} = \frac{\text{Número de individuos por especie}}{\text{Número total de individuos}} x100$$

$$\text{Dominancia Relativa (DmR)\%} = \frac{\text{Área basal de la especie}}{\text{Área basal de todas las especies}} x100$$

$$\text{Frecuencia Absoluta (F ab)\%} = \frac{\text{Número de cuadrantes en que está la especie}}{\text{Número total de cuadrantes evaluados}} \times 100$$

$$\text{Frecuencia Relativa (Fr)\%} = \frac{\text{Frecuencia Absoluta de la especie}}{\text{Sumatoria Total de las Frecuencias Absolutas}} \text{x} 100$$

$$\text{Indice Valor Importancia (IVI)\%} = \frac{(DR + DmR + FR)}{3}$$

$$\text{Diversidad Relativa (Dr)\%} = \frac{\text{Número de especies de la familia}}{\text{Total de especies}} \text{x} 100$$

Para determinar la diversidad alfa se utilizó el índice de Shannon, usando las fórmulas:

Índice de diversidad Shannon (H')

$$H' = -\sum Pi \times (Ln\,Pi)$$

Índice de equitatividad de Shannon (E)

$$E = \frac{H'}{H\max}$$

Cálculo de parámetros dasométricos

Los individuos mayores o iguales a 5 cm de DAP, se agruparon en 8 clases diamétricas. Para calcular el factor de forma se seleccionó al azar tres (3) árboles por clase diamétrica, los cuales fueron medidos en pie en secciones de 1,5 m. El volumen de los árboles se calculó con la fórmula de Smalian:

Área Basal (G) m^2:	$G = ((DAP^2/100) \times 0{,}7854)$
Volumen del árbol (Va) m^3:	$Va = \frac{Go + G1}{2} \times L_1 + \frac{G1 + G2}{2} \times L_2 + \frac{G2 + ...Gn}{2} \times L_n$
Volumen del cilindro (Vc) m^3:	$Vc = G \times H$
Factor de forma	$f = \frac{Va}{Vc}$
Volumen Total (VT) m^3:	$VT = G \times H \times f$

Resultados

Composición florística

Se registraron 49 especies incluidas en 49 géneros y 37 familias, de los cuales, 28 son mayores o iguales a 5 cm de DAP incluidos en 28 géneros y 19 familias; el estrato arbustivo contiene 8 especies de 8 géneros y 7 familias; el estrato herbáceo registró 9 especies de 9 géneros y 9 familias; se complementa el registro florístico con 4 especies de epífitas dentro

de 4 géneros y dos familias (anexo 1)

Diversidad relativa por familia

Fabaceae es la familia más diversa con 4 especies (14,29%), seguida de Bombacaceae y Mimosaceae con 3 especies (10,71 %), Caesalpiniaceae y Rubiaceae con dos especies (7,14%). En el estrato arbustivo, Euphorbiaceae es la más diversa con dos especies (25%). En el estrato herbáceo las 9 familias registran 1 especie (11,11%). En las epífitas vasculares, Bromeliaceae es la más diversa con 3 especies (75%).

Parámetros estructurales

En el cuadro 1, se presentan los parámetros ecológicos del estrato arbóreo del bosque.

Familia	Nombre Científico	D Ind./ha	DR (%)	DmR (%)	Fr (%)	IVI (%)
Rubiaceae	*Simira ecuadorensis* (Standl.) Steyerm.	379	35,86	6,32	10,29	17,49
Bignoniaceae	*Tabebuia chrysantha* G. Nicholson	164	15,52	16,81	10,29	14,21
Bombacaceae	*Ceiba trichistandra* (A. Gray) Bakh.	6	0,57	32,01	2,06	11,54
Boraginaceae	*Cordia macrantha* Chodat	167	15,80	6,72	9,05	10,52
Combretaceae	*Terminalia valverdeae* A. H. Gentry	56	5,30	11,10	7,41	7,93
Fabaceae	*Piscidia carthagenensis* Jacq.	54	5,11	4,48	6,58	5,39
Flacourtiaceae	*Prockia crucis* P. Browne ex L.	54	5,11	1,57	8,23	4,97
Vervenaceae	*Citharexylum quitense* Spreng.	51	4,82	0,99	8,64	4,82
Erythroxylaceae	*Erythroxylum glaucum* O. E. Schulz	33	3,12	1,65	6,58	3,79
Bixaceae	*Cochlospermum vitifolium* (Willd.) Spreng.	20	1,89	3,39	4,53	3,27
Fabaceae	*Geoffroea spinosa* Jacq.	11	1,04	4,07	4,12	3,08
Nyctaginaceae	*Pisonia aculeata* L.	10	0,95	1,01	3,70	1,89
Bombacaceae	*Eriotheca ruizii* (K. Schum.) A. Robyns	6	0,57	2,58	2,47	1,87
Fabaceae	*Erythrina velutina* Willd.	7	0,66	1,99	2,47	1,71
Burseraceae	*Bursera graveolens* (Kunth) Triana & Planch.	11	1,04	1,48	2,47	1,66
Caesalpiniaceae	*Caesalpinia glabrata* Kunth	5	0,47	1,02	2,06	1,18
Hippocrateaceae	*Salacia* sp.	2	0,19	0,93	0,82	0,65
Fabaceae	*Machaerium millei* Standl.	3	0,28	0,23	1,23	0,58
Sapindaceae	*Allophylus* sp.	3	0,28	0,04	1,23	0,52
Convolvulaceae	*Ipomoea pauciflora* O'Donell	2	0,19	0,77	0,41	0,46
Mimosaceae	*Albizia multiflora* (Kunth.) Barneby & J. W. Grimes	2	0,19	0,29	0,82	0,44
Polygonaceae	*Coccoloba* sp.	2	0,19	0,22	0,82	0,41
Mimosaceae	*Chloroleucon mangense* (Jacq.) Britton & Rose	2	0,19	0,07	0,82	0,36
Bombacaceae	*Cavanillesia platanifolia* (Bonpl.) Kunth	2	0,19	0,06	0,82	0,36
Caesalpiniaceae	*Senna mollissima* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) H. S. Irwin & Barneby	2	0,19	0,03	0,82	0,35
Rhamnaceae	*Ziziphus thyrsiflora* Benth.	1	0,09	0,15	0,41	0,22
Rubiaceae	*Randia* sp.	1	0,09	0,03	0,41	0,18
Mimosaceae	*Leucaena trichodes* (Jacq.) Benth.	1	0,09	0,01	0,41	0,17
	Total	1057	100	100	100	100

D= Densidad; DR= Densidad Relativa; DmR=Dominancia Relativa; Fr=Frecuencia Relativa; IVI=Índice Valor de Importancia.

Las especies con mayor IVIE son: *Simira ecuadorensis* (17,49%), *Tabebuia chrysantha (14,21%), Ceiba trichistandra (11,54%) y Cordia macrantha* (10,52%) debido a la abundancia, dominancia y frecuencia relativa. El resto de especies tiene valores del IVIE inferiores a 7,93%. El estrato arbustivo se encuentra representado por 8 especies, con 218 individuos en un área de 225 m^2, *Croton* sp. y *Rauvolfia tetraphylla* son las más abundantes. El herbáceo está constituido por 9 especies con 330 individuos en un área de 9 m^2, siendo: *Ruellia geminiflora, Gaya* sp. y *Panicum trichoides* las dominantes. En las epífitas vasculares se identificaron 4 especies con 575 individuos en los 25 árboles seleccionados, donde las más representativas fueron: *Vriesea espinosae* y *Racinaea multiflora*.

Diversidad alfa del bosque

El índice de diversidad de Shannon, muestra que, para los individuos mayores o iguales a 5 cm de DAP, la diversidad tiene un valor de 0,31. Para el estrato arbustivo un valor de 0,24. Y el estrato herbáceo 0,31, que significa una diversidad baja según Valle (2001).

Estructura del bosque

Se contabilizaron 1 057 individuos/ha. Las 28 especies totalizan un área basal de 26,73 m^2/ha y un volumen de 169,41 m^3/ha (anexo 2). En la figura 1, se muestran las 5 especies que contienen el mayor volumen del bosque.

Los árboles se agrupan en 8 clases diamétricas y demuestran que el bosque ha soportado alteraciones por explotación de madera, las tres primeras clases diamétricas son más abundantes (95,05 %). La distribución diamétrica del bosque no muestra la forma de "J" invertida, demostrando que el bosque está formado por individuos jóvenes y delgados. La figura 2 muestra la distribución diamétrica de los individuos evaluados.

Endemismo

Se identificaron 13 especies endémicas compartidas entre Ecuador y Perú, que representan el 26,53% del total de las especies encontradas.

Discusión

Composición florística

Se registraron 28 especies en el estrato arbóreo, esta riqueza es menor a la registrada por Aguirre *et al*. (2001) y Guamán & Granda (2006) que es de 36 y 33 especies respectivamente en la misma zona geográfica. Y similar a Bustamante (2009) en "Laipuna" donde reporta 24 especies. En el estrato arbustivo se registraron 8 especies, riqueza similar encontraron Granda & Guamán (2006) con 9 especies. En relación a las epífitas vasculares se encontraron 4 especies, siendo más diversa comparada con los resultados de Granda & Guamán (2006) que identifican una sola especie. Una de las razones para que exista mayor diversidad en el bosque de la Reserva "La Ceiba" es el buen estado de conservación que presenta, debido a la baja intervención antrópica y las acciones de conservación desarrolladas por las comunidades locales.

Diversidad Alfa del bosque

La diversidad florística de la parcela en la Reserva "La Ceiba" según el índice de Shannon tiene un valor de 0,31 en el estrato arbóreo, que sugiere una diversidad baja. Granda & Guamán (2006) registran un valor de 0,42 que indica una diversidad de magnitud media. La diferencia se debe, a la abundancia registrada entre las parcelas de "Algodonal" y La "Ceiba" es mayor, ya que este índice toma en cuenta el número total

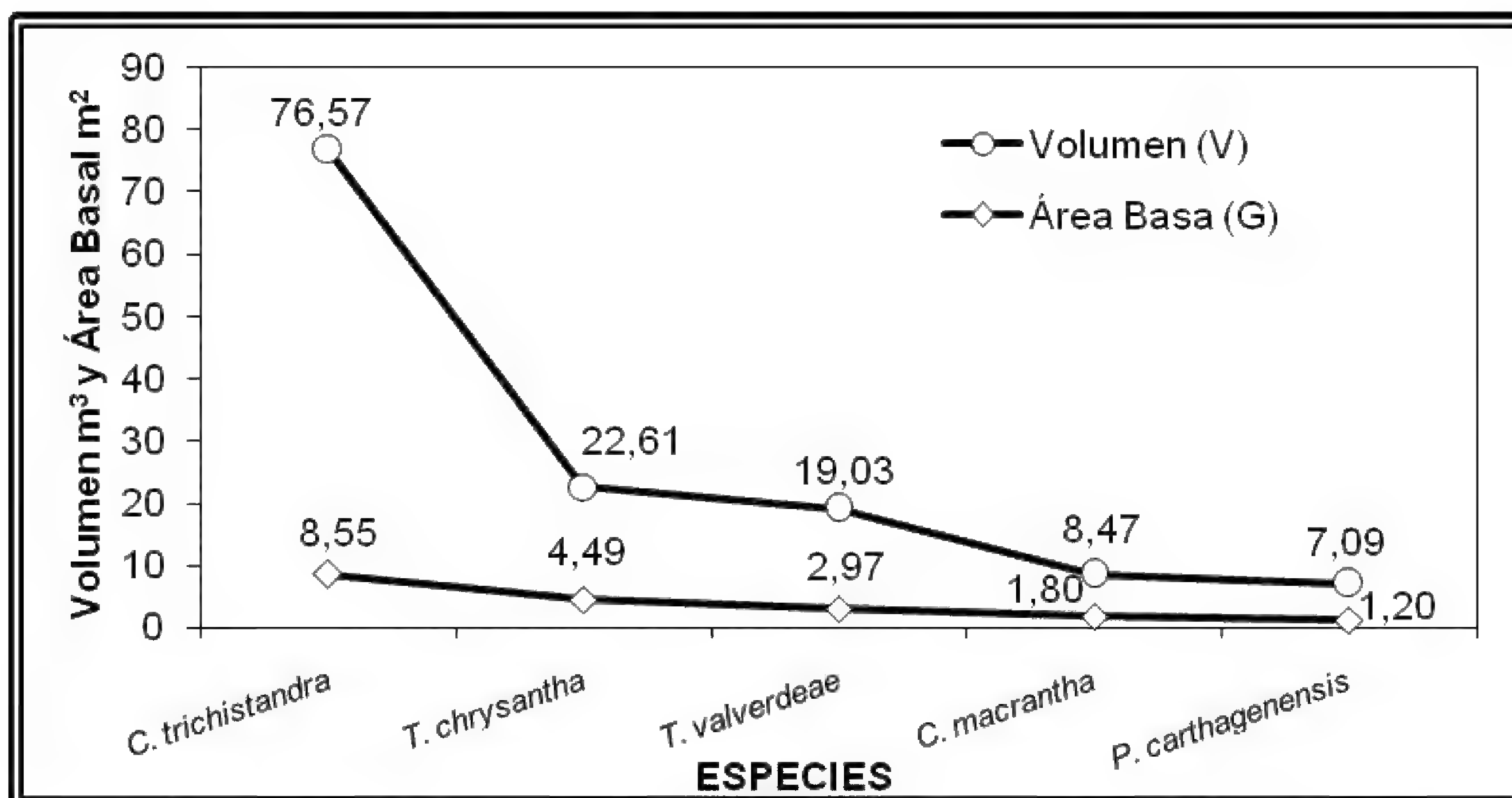


Fig. 1. Volumen y área basal de las especies registradas en la parcela "La Ceiba", con DAP mayores o iguales a 5 cm.

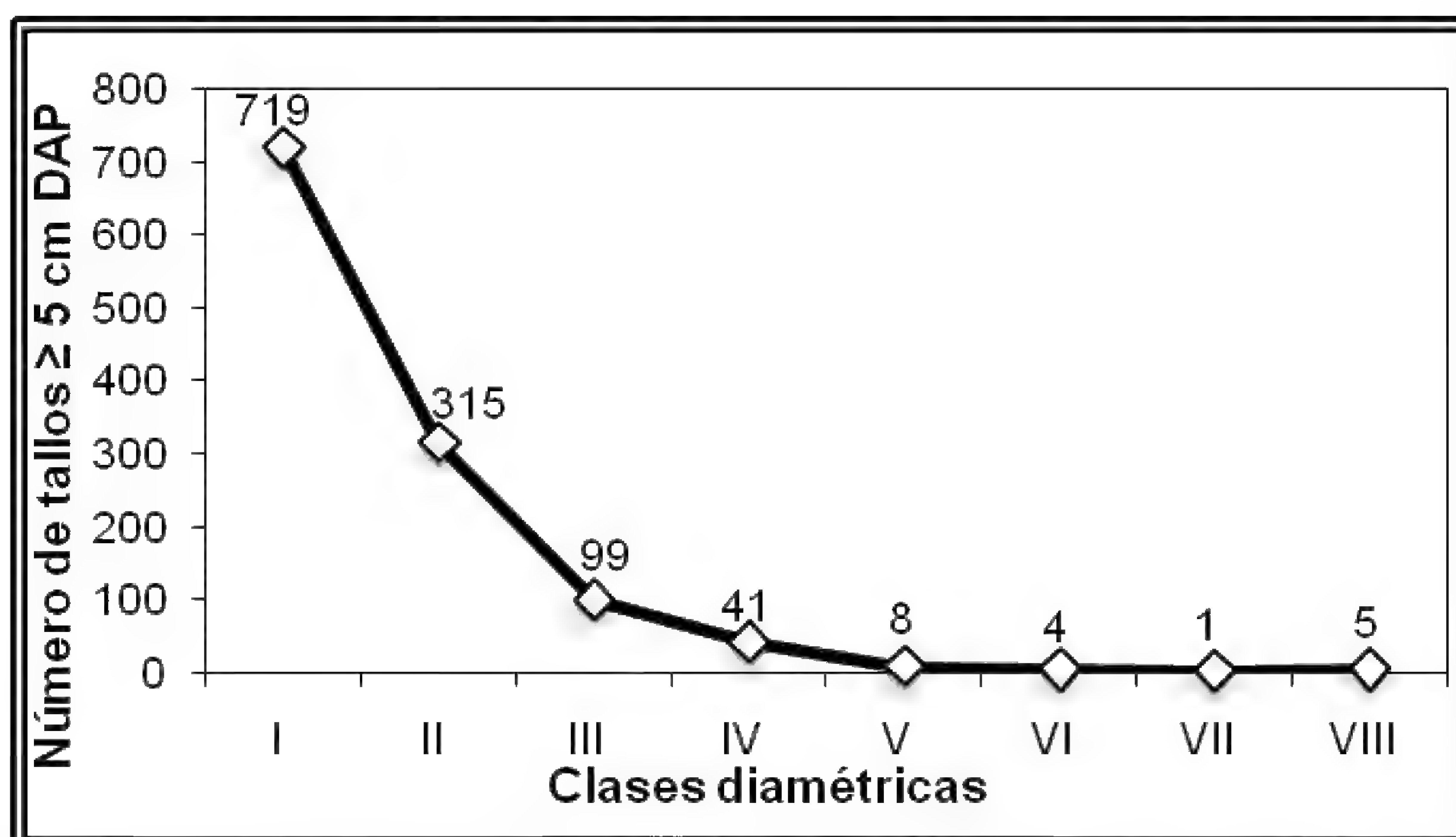


Fig. 2. Curva de la estructura diamétrica de la parcela una hectárea en la "La Ceiba".

de individuos observados.

Diversidad de familia

Las familias: Fabaceae, Mimosaceae, Caesalpiniaceae y Bombacaceae presentan mayor número de especies, corroborando lo manifestado por Gentry (1995), que indica que las leguminosas son el grupo mejor representado en los bosques secos neotropicales. Aguirre & Delgado (2005) mencionan a Bombacaceae como la familia de mayor importancia y dominancia en los bosque secos de la región Tumbesina en comparación con otros bosques del mundo. En otros estudios Aguirre *et al.* (2001), Granda & Guamán (2006) reportan a Fabaceae y Mimosaceae entre las familias más diversas de la zona.

Parámetros estructurales

Simira ecuadorensis y *Tabebuia chrysantha* son ecológicamente más importantes

Cuadro 2. Especies endémicas registradas en la parcela permanente de la Reserva Natural "La Ceiba".

Familia	Nombre Científico	Nombre Común	Endemismo
Bombacaceae	*Erythrina velutina* Willd.	"Pasallo"	E y P
Bombacaceae	*Ceiba trichistandra* (A. Gray) Bakh.	"Ceibo"	E y P
Boraginaceae	*Cordia macrantha* Chodat	"Laurel Negro"	E y P
Cactaceae	*Cereus diffusus* (Britton & Rose) Werderm.	"Cardo"	E y P
Combretaceae	*Terminalia valverdeae* A. H. Gentry	"Guarapo"	E y P
Convolvulaceae	*Ipomoea pauciflora* M. Martens & Galeotti	"Samba Samba" / "Borrachero"	E y P
Erythroxylaceae	*Erythroxylum glaucum* O. E. Schulz	"Negro"	E y P
Flacourtiaceae	*Prockia crucis* P. Browne ex L.	"Manzano"	E y P
Mimosaceae	*Albizia multiflora* (Kunth.) Barneby & J. W. Grimes	"Angolo"	E y P
Mimosaceae	*Pithecellobium excelsum* (Kunth) Mart.	"Chaquiro"	E y P
Polygonaceae	*Coccoloba ruiziana* Lindau	"Añalque"	E y P
Rubiaceae	*Simira ecuadorensis* (Standl.) Steyerm.	"Guápala"	E y P
Verbenaceae	*Citharexylum quitense* Spreng.	"Café de Montaña"	E y P

E y P = Ecuador y Perú.

por su alta densidad, pero, especies como *Ceiba trichistandra*, pese a tener baja densidad, es dominante por registrar individuos con mayor área basal; en el caso de *Cordia macrantha*, no obstante su alta densidad, se ubica en cuarto lugar por presentar individuos con menor área basal. Al comparar, con otras parcelas permanentes (Granda & Guamán, 2006) en La "Ceiba" y "Algodonal", registran las mismas especies entre las más importantes, mientras que Bustamante (2009) en Laipuna-Macará registra a *Erythrina velutina* y *Ceiba trichistandra* como las más importantes; esto, puede ser debido a las condiciones ambientales, fisiografía y grados de alteración antrópicas a las que están sometidos las áreas en comparación, lo que influye en que ciertas especies sean abundantes y dominantes en un lugar.

Estructura del bosque

Según Contento (2000); Granda & Guamán (2006) y Bustamante (2009) los árboles que conforman este tipo de bosque, son mayormente delgados y escasos individuos de gran tamaño que se encuentran dispersos; esta característica, es típica de los bosques intervenidos, lo cual se confirma en este estudio; observando que la mayor cantidad de individuos se agrupa en las tres primeras clases diamétricas entre 5 y 30 cm de DAP. Esto permite aseverar, que estos bosques fueron sometidos a proceso de extracción maderera y conversión de uso, lo cual es ratificado por Lamprecht (1990) que indica que la distribución diamétrica en bosques jóvenes y en recuperación no presenta la tendencia de "J" invertida.

Parámetros dasométricos

En la parcela del bosque de "La Ceiba" el área basal y volumen es mayor a lo reportado por Aguirre *et al*. (2001); Granda

& Guamán (2006); Bustamante (2009). Los resultados de este estudio, demuestran una recuperación del bosque, esto puede ser: por el mayor número de individuos/ha de *Simira ecuadorensis, Tabebuia chrysantha, Cordia macrantha*; por la presencia de árboles con mayor área basal y altura especialmente de *Ceiba trichistandra, Geoffroea spinosa, Terminalia valverdeae* y *Erythrina velutina* y, posiblemente el factor más decisivo sea la declaratoria de veda de 1981.

Endemismo

El endemismo florístico de estos bosques es muy importante por estar en el corazón del centro de endemismo tumbesino, donde se comparten especies endémicas con el Perú. Estos bosques son un referente de los bosques secos del Ecuador, debido a su buen estado de conservación, datos que demuestra la importancia biológica de esta zona como una ecoregión que hay que conservar, lo cual es compartido también por Neill (2000); Aguirre *et al.* (2001).

Conclusiones

o La riqueza florística del bosque seco de la Reserva Natural "La Ceiba" es de 49 especies dentro de 48 géneros y 32 familias. Las familias más diversas son: Fabaceae, Bombacaceae, Mimosaceae, Caesalpiniaceae y Rubiaceae.

o Las especies con mayor índice valor de importancia ecológica son: *Simira ecuadorensis, Tabebuia chrysantha, Ceiba trichistandra* y *Cordia macrantha*.

o El área basal de las especies de la parcela es 26,70 m^2/ha y el volumen es 169,35 m^3/ha; las especies que más aportan son: *Tabebuia chrysantha, Terminalia valverdeae* y *Cordia macrantha*.

o La mayoría de árboles se agrupan en las tres primeras clases diamétricas, que determina una distribución diamétrica sin la tendencia de "J" invertida, indicando que este bosque joven en proceso de recuperación.

o La estructura vertical de la parcela del bosque de la Reserva "La Ceiba", es uniforme con individuos que alcanzan alturas de 5 a 18 m; diferenciando tres estrato, las especies *Tabebuia chrysantha, Terminalia valverdeae* y *Piscidia carthagenensis* dominan el dosel superior. En el estrato codominado y suprimido sobresalen *Prockia crucis* y *Simira ecuadorensis*.

o El endemismo sigue el patrón sugerido para los bosques secos tropicales, con un endemismo compartido de la Región Tumbesina entre Ecuador y Perú.

Literatura citada

Aguirre, Z.; E. Cueva; B. Merino; W. Quizhpe & A. Valverde. 2001. Evaluación ecológica rápida de la vegetación en los bosques secos de "La Ceiba" y "Cordillera Arañitas", provincia de Loja, Ecuador. Pp. 15-35. En Vásquez M. A.; M. Larrea; L. Suárez & P. Ojeda (eds.). Biodiversidad en los Bosques Secos del Sur-Occidente de la Provincia de Loja. EcoCiencia, Ministerio del Ambiente, Herbario LOJA y Proyecto Bosque Seco, Quito. Ecuador.

Aguirre, Z. & N. Aguirre. 1999. Guía práctica para realizar estudios de comunidades vegetales. Herbario Loja # 5. Departamento de Botánica y Ecología de la Universidad Nacional de Loja. Loja – Ecuador, 30 p.

Aguirre, Z. & L. P. Kvist. 2005. Composición florística y estado de conservación de los bosques secos del sur-occidente del Ecuador. Lyonia 8 (2): 41–67.

Aguirre, Z. & T. Delgado. 2005. Vegetación de los bosques secos de

Cerro Negro-Cazaderos, Occidente de la Provincia de Loja. En: Vásquez, M. A.; J. F. Freile & L. Suárez. (Eds.). Biodiversidad en los bosques secos de la zona de Cerro Negro-Cazaderos, occidente de la Provincia de Loja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas. Pp. 9-24. EcoCiencia, MAE y Proyecto Bosque Seco. Quito, Ecuador.

Cerón, M. C. 1993. Manual de botánica ecuatoriana, sistemática y métodos de estudio. Ediciones Abya–Ayala. Quito, Ecuador. 315 p.

Cañadas, L. 1983. El Mapa Bioclimático y Ecológico del Ecuador. MAG–PRONAREG. Quito – Ecuador. Editores asociados. 210 p.

Contento, R. 2000. Estudio de la composición florística y regeneración natural forestal del bosque seco en la "Ceiba Grande", cantón Zapotillo. Tesis Ing. For. Loja, Ecuador. Universidad Nacional de Loja Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. p 72.

Gentry, A. H. 1995. Diversity and floristic composition of neotropical dry forests. *In*: S. H. Bullock; H. A. Mooney & E. Medina. (eds) Seasonally dry tropical forests. Cambridge University Press, Cambridge.

Granda, V. & S. Guamán. 2006. Composición florística, estructura, endemismo y etnobotánica de los bosques secos "Algodonal" y "La Ceiba" en los cantones Macará y Zapotillo de la provincia de Loja. Tesis Ing. Forestal. Universidad Nacional de Loja. Área Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. Loja–Ecuador. 224 p.

Gunter, S.; M. Weber; B. Stimn & R. Mosandl. 2011. Silviculture in the tropics. Center of live and food Sciencies Weihenstephan. Tecnische Universitat Munchen. Munich, Germany. ISSN. 1614-9785. 547 p.

HERBARIO LOJA, UNISIG, CINFA. 2001, Zonificación y determinación de los tipos de Bosques seco en el suroccidente de la provincia de Loja. Informe Final. Herbario Loja–Proyecto Bosque Seco, Universidad Nacional de Loja, Ecuador 144 pp.

Janzen, D. H. 1988. Tropical dry forests. The most endangered major tropical ecosystem. Pp. 130-137 En: E. O. Wilson (ed.), Biodiversity. National Academy Press, Washington D.C.

Lamprecht, H. 1990. Silvicultura en los trópicos. Trad. Antonio Carrillo. República Federal Alemana. (GTZ) GmbH. 335 p.

Lozano, P. 2002. Los tipos de bosque en el sur de Ecuador. Pp 29–49 En: Aguirre, Z; J. E. Madsen; E. Cotton & H. Balslev (eds). Botánica Autroecuatoriana. AbyaYala, Quito.

Madsen, J. E.; R. Mix & H. Balslev. 2001. Flora of Puna Island. Plant resources on a Noetropicalislan. Aarhus University Press, Aarhus. 289 p.

Moreno, C. E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M & T-Manuales y Tesis SEA, vol.I. Zaragosa, España. 84 p.

Murphy, P. & A. E. Lugo. 1995. Dry forests of Central America and the Caribbean. En: Bullock, S. H.; H. A. Mooney & E. Medina. (Eds.), Seasonally Dry Tropical Forests. Pp. 9-34. Cambridge University Press, Cambridge.

Naturaleza y Cultura Internacional. 2009. Reserva Natural "La Ceiba". Loja, Ecuador. Disponible en wwwdarwinnet.org/1_4.htm. Consultado 22 de febrero 2013.

Neill, D. 2000. Observations on the conservation status of Tropical Dry Forest in

the Zapotillo Area, Loja.www.mobot.org/MOBOT/research/Ecuador/Zapotillo.

Pennington, R. T.; D. E. Prado & C. A. Pendry. 2000. Neotropical seasonally dry forests and quaternary vegetation changes. Journal of Biogeography 27: 261–273.

Sierra, R. (Ed.). 1999. Propuesta Preliminar de un Sistema de Clasificación de Vegetación para El Ecuador Continental. Proyecto INFAN/GRF-BIRF y EcoCiencia, Quito. 194 pp.

Stattersfield, A. J.; J. J. Crosby; A. J. Long & D. C. Wege. 1998. Bird Life International, Conservation Series N° 7, Cambridge.

Valle, C. 2011. Técnicas de Investigación en Ecología. Material de enseñanza. Colegio de Ciencias Ambientales. Universidad San Francisco de Quito. Quito, Ecuador.

ANEXO

Anexo 1. Especies de plantas vasculares inventariadas en la parcela permanente "La Ceiba", Zapotillo, Ecuador.

Convolvulaceae		
Ipomoea pauciflora M. Martens & Galeotti	"Samba Samba" / "Borrachero"	B
Erythroxylaceae		
Erythroxylum glaucum O. E. Schulz	"Negro"	A
Euphorbiaceae		
Croton sp.	"Moshquera"	B
Phyllanthus sp.	"Palo Colorado"	B
Fabaceae		
Erythrina velutina Willd.	"Porotillo"	A
Galactia sp.	"Albaca"	H
Geoffroea spinosa Jacq.	"Almendro"	A
Machaeriu mmillei Standl.	"Chicho Chicho"	A
Piscidia carthagenensis Jacq.	"Barbasco"	A
Flacourtiaceae		
Prockia crucis P. Browne ex L.	"Manzano"	B
Hippocrateaceae		
Salacia sp.	"Diente"	A
Malvaceae		
Gaya sp.	"Palo Negro"	H
Mimosaceae		
Albizia multiflora (Kunth.) Barneby & J. W. Grimes	"Angolo"	A
Chloroleucon mangense (Jacq.) Britton & Rose	"Charán Blanco"	B
Leucaena trichodes (Jacq.) Benth.	"Chapra"	B
Pithecellobium excelsum (Kunth) Mart.	"Chaquiro"	B
Nyctaginaceae		
Boerhavia sp.	"Buenas Tardes"	H
Pisonia aculeata L.	"Pego Pego"	B
Orchidaceae		

Zelenkoao nusta (Lindl.) M.W. Chase & N.H. Williams	"Orquídea"	E
Poaceae		
Panicum trichoides Sw.	"Cachorrillo"	H
Polygonaceae		
Coccoloba ruiziana Lindau	"Añalque"	B
Coccoloba sp.	"Colorado"	B
Portulacaceae		
Talinum paniculatum (Jacq.) Gaertn.	"Amapola"	H
Pteridaceae		
Adiantum raddianum C. Presl	"Flor de Madre"	H
Rhamnaceae		
Ziziphus thyrsiflora Benth.	"Ebano"	A
Rubiaceae		
Randia aculeata L.	"Jazmín"	B
Randia sp.	No Identificada II	B
Simira ecuadorensis (Standl.) Steyerm.	"Guápala"	B
Sapindaceae		
Allophylus sp.		B
Solanaceae		
Lycianthes sp.	"Palo Negro"	B
Verbenaceae		
Citharexylum quitense Spreng.	"Café de Montaña"	B

* Forma de vida: Árbol (A), Arbusto (B), Hierba (H), Epífita (E).

Anexo 2. Densidad (D), Área basal (G) y volumen (V) de los individuos ≥ a 5 cm. de D1,30 de las especies registradas en la parcela permanente "La Ceiba".

Familia	Nombre Científico	Nombre Común	D (Ind./ha)	G (m^2/ha)	V (m^3/ha)
Bombacaceae	*Ceiba trichistandra* (A. Gray) Bakh.	"Ceibo"	6	8,55	76,57
Bignoniaceae	*Tabebuia chrysantha* G. Nicholson	"Guayacán Oreja de León"	164	4,49	22,61
Combretaceae	*Terminalia valverdeae* A. H. Gentry	"Guarapo"	56	2,97	19,03
Boraginaceae	*Cordia macrantha* Chodat	"Laurel Negro"	167	1,80	8,47
Fabaceae	*Piscidia carthagenensis* Jacq.	"Barbasco"	54	1,20	7,09
Fabaceae	*Geoffroea spinosa* Jacq.	"Almendro"	11	1,09	6,34
Bixaceae	*Cochlospermum vitifolium* (Willd.) Spreng.	"Polo Polo"	20	0,91	5,61
Rubiaceae	*Simira ecuadorensis* (Standl.) Steyerm.	"Guápala"	379	1,69	5,09

Bombacaceae	*Eriotheca ruizii* (K. Schum.) A. Robyns	"Pasallo"	6	0,69	4,39
Fabaceae	*Erythrina velutina* Willd.	"Porotillo"	7	0,53	3,22
Burseraceae	*Bursera graveolens* (Kunth) Triana & Planch.	"Palo Santo"	11	0,39	1,75
Hippocrateaceae	*Salacia* sp.	"Diente"	2	0,25	1,55
Erythroxylaceae	*Erythroxylum glaucum* O. E. Schulz	"Negro"	33	0,44	1,43
Flacourtiaceae	*Prockia crucis* P. Browne ex L.	"Manzano"	54	0,42	1,27
Caesalpiniaceae	*Caesalpinia glabrata* Kunth	"Charán verde"	5	0.27	1,16
Nyctaginaceae	*Pisonia aculeata* L.	"Pego Pego"	10	0,27	1,07
Convolvulaceae	*Ipomoea pauciflora* M. Martens & Galeotti	"Samba Samba" / "Borrachero"	2	0,21	0,79
Verbenaceae	*Citharexylum quitense* Spreng.	"Café de Montaña"	51	0.26	0,64
Mimosaceae	*Albizia multiflora* (Kunth.) Barneby & J.W. Grimes	"Angolo"	2	0,08	0,56
Fabaceae	*Machaerium millei* Standl.	"Chicho Chicho"	3	0,06	0,28
Polygonaceae	*Coccoloba* sp.	"Colorado"	2	0,06	0,20
Rhamnaceae	*Ziziphus thyrsiflora* Benth.	"Ebano"	1	0,04	0,13
Mimosaceae	*Chloroleucon mangense* (Jacq.) Britton & Rose	"Charán blanco"	2	0,02	0,06
Bombacaceae	*Cavanillesia platanifolia* (Bonpl.) Kunth	"Pretino"	2	0,02	0,05
Sapindaceae	*Allophylus* sp.	No Identificada I	3	0,01	0,03
Caesalpiniaceae	*Senna mollissima* (Humb. &	"Vainillo"	2	0,01	0,03
	Bonpl. ex Willd.) H. S. Irwin & Barneby				
Rubiaceae	*Randia* sp.	No Identificada II	1	0,01	0,02
Mimosaceae	*Leucaena trichodes* (Jacq.) Benth.	"Chapra"	1	0,003	0,01
Totales			**1 057**	**26,73**	**169,4**

Arnaldoa 21 (1): 179 - 186, 2014 ISSN: 1815-8242

Variaciones espaciales y temporales de organismos autótrofos en el embalse La Quebrada (Córdoba, Argentina)

Spatial and temporal variations of autotrophic organisms in the reservoir La Quebrada (Cordoba, Argentina)

Inés Claudia Daga & Marcelo Javier Pierotto
Área de Proyectos Especiales. Laboratorio de Hidrobiología. Facultad de Ciencias Exactas Físicas y Naturales. Universidad Nacional de Córdoba. Av. Vélez Sarsfield 299, CP. 5000, Córdoba, Argentina.
inesclaudiadaga@gmail.com; marpiero2002yahoo.com

Resumen

El presente trabajo se realizó en el embalse La Quebrada desde el verano de 2001 hasta el verano de 2012. Dicho embalse está situado en el faldeo oriental de las Sierras Chicas, 32 km al noroeste de la ciudad de Córdoba. Posee un volumen de almacenamiento de agua de 4 hm^3 y es utilizado principalmente como reservorio de agua potable de poblaciones aledañas. Los estudios en la zona comenzaron luego de observarse una discoloración en sus aguas, donde la especie responsable fue *Ceratium hirundinella* (Dinophyceae) principal componente del fitoplancton hasta el año 2006. Durante los veranos de 2007 y 2008 *Dolichospermun circinalis* (Cyanobacteria) fue dominante en el embalse y al verano siguiente la especie más abundante fue *Planktosphaeria gelatinosa* (Chlorophyta) reemplazada en los veranos de 2010 y 2011 por *Microcystis aeruginosa, M. wesenbergii* y *M. flos-aquaes* (Cyanobacteria). En el último año de muestreo, el 25% de la superficie del embalse estaba cubierto con *Lemna minor* (Macrophyta). La Quebrada es uno de los espejos de agua más jóvenes de nuestra Provincia ya que inició su funcionamiento en el año 1975, sin embargo, el mismo tiene tendencia a eutrofizarse durante el verano con la consecuencia de la producción de florecimientos de fitoplancton en especial cianobacterias y macrófitas acuáticas.

Palabras clave: floraciones algales, fitoplancton, cianobacterias

Abstract

This work was performed at The La Quebrada Reservoir from summer 2001 to summer 2012. This reservoir is located in the eastern foothills of the Sierras Chicas, 32 km northwest of the city of Córdoba. It has a volume storage of 4 hm3 of water and is mainly used as a potable water reservoir by nearby populations. Studies in the area started after observing a discoloration of their water, where the species responsible was the *Ceratium hirundinella* (Dinophyceae) main component of phytoplankton until 2006. During the summers of 2007 and 2008 *Dolichospermun circinalis* (Cyanobacteria) was dominant in the reservoir. The following summer the most abundant species was *Planktosphaeria gelatinosa* (Chlorophyta) which was replaced by the *Microcystis aeruginosa, M. wesenbergii* and *M. flos-aquae* (Cyanobacteria) during the summers of 2010 and 2011. During the last sampling year, 25% of the reservoir surface was covered by *Lemna minor* (Macrophyta). La Quebrada is one of the youngest water mirrors of our Province since its beginning in 1975, however it tends to eutrophicate during the summer with the result of the production of phytoplankton blooms especially cyanobacteria and aquatic macrophytes.

Key words: bloom, phytoplankton, Cyanobacteria

Introducción

La Provincia de Córdoba está ubicada en el centro del territorio argentino, pertenece a una región semiárida y para un mayor aprovechamiento de los recursos hídricos se han llevado a cabo numerosas obras hidráulicas. La Provincia posee alrededor de veinte embalses de los cuales hoy en día algunas de ellos sufren un deterioro constante en la calidad de sus aguas interfiriendo así con los usos para los cuales fueron creados (Reyna *et al.,* 2006). El embalse La Quebrada está localizado a 32 km al noroeste de la ciudad de Córdoba, abastece de agua potable a 50.000 habitantes.

La cuenca sufre un contínuo deterioro de sus condiciones naturales debido al sobrepastoreo, los incendios, la tala indiscriminada y el movimiento no regulado de turistas, que deriva, entre otras consecuencias, en la existencia de severos procesos de erosión de origen hídrico, potenciado por la geomorfología y el régimen climático de la zona. Gran

parte de los sedimentos provenientes de la erosión van a parar al embalse, provocando una disminución de su capacidad de almacenamiento. Los sedimentos también aportan nutrientes, los cuales aceleran los procesos de eutrofización, fenómeno frecuente en embalses de la Provincia de Córdoba.

El embalse La Quebrada, es uno de los espejos de agua más jóvenes de nuestra Provincia y, el corto período de tiempo transcurrido entre su creación y la presencia de floraciones, demuestra la fragilidad del mismo. El primer episodio donde se registró una floración masiva de cianobacterias fue en el otoño de 1987 a tan solo diez años de su formación (Cioccale *et al.*, 1988).

El objetivo del presente trabajo fue analizar la variabilidad estacional y temporal de los organismos autótrofos que se desarrollan en el embalse La Quebrada a lo largo de once años de muestreo.

Material y métodos

Los muestreos se realizaron con una frecuencia mensual, desde enero del año 2001 hasta diciembre del año 2006 y con una frecuencia estacional de enero de 2007 a noviembre de 2012. Las muestras han sido tomadas en una estación de muestreo próxima al paredón del embalse con un muestreador de profundidad tipo Van Dorn horizontal de capacidad de 2 litros de volumen de almacenado. Se tomó una muestra subsuperficial (0.30 m), una muestra en la parte media de la zona fótica y una muestra por debajo de la zona fótica. Se registraron *in situ*: temperatura, pH, conductividad y oxígeno disuelto a través de sensores portátiles. Las muestras fueron llevadas frescas al laboratorio para su posterior observación microscópica. Luego fueron fijadas con solución de Lugol (0,5 %) y depositadas en el herbario del Laboratorio de Hidrobiología de la Facultad de Ciencias Exactas Físicas y Naturales de la Universidad Nacional de Córdoba, con la sigla LH (UNC) y su numeración correspondiente. Para el análisis cuantitativo se siguió el método de transectas según Villafañe & Reid (1995 modificado por Lujan *et al.* (2005). Los datos fueron transformados logarítmicamente (logaritmo decimal) y se refirieron a individuos por mililitro ($ind.ml^{-1}$). Desde octubre de 2009 a junio de 2010 se recolectaron muestras para análisis de nitrógeno total, fósforo total y cálculo de biomasa fitoplanctónica, que fue determinada midiendo la concentración de clorofila *a* por el método espectrofotométrico (APHA, 1995). El estado trófico del embalse fue caracterizado por las concentraciones de fósforo total y clorofila *a* (Carlson, 1977). Los datos de cota del embalse fueron suministrados por la Cooperativa de Aguas y Servicios de la Localidad de Río Ceballos, Provincia de Córdoba.

Área de estudio

El embalse La Quebrada, se localiza en el centro-oeste de la Provincia de Córdoba (31° 14′ S; 64° 20′ O) en el faldeo oriental de las sierras chicas a 750 metros sobre el mar. Posee una profundidad máxima de 34 metros y se alimenta de los arroyos Los Hornillos y Colanchanga

(Fig. 1). La construcción del dique data del año 1976 y forma parte de La Reserva Hídrica Parque Natural La Quebrada creada en 1987.

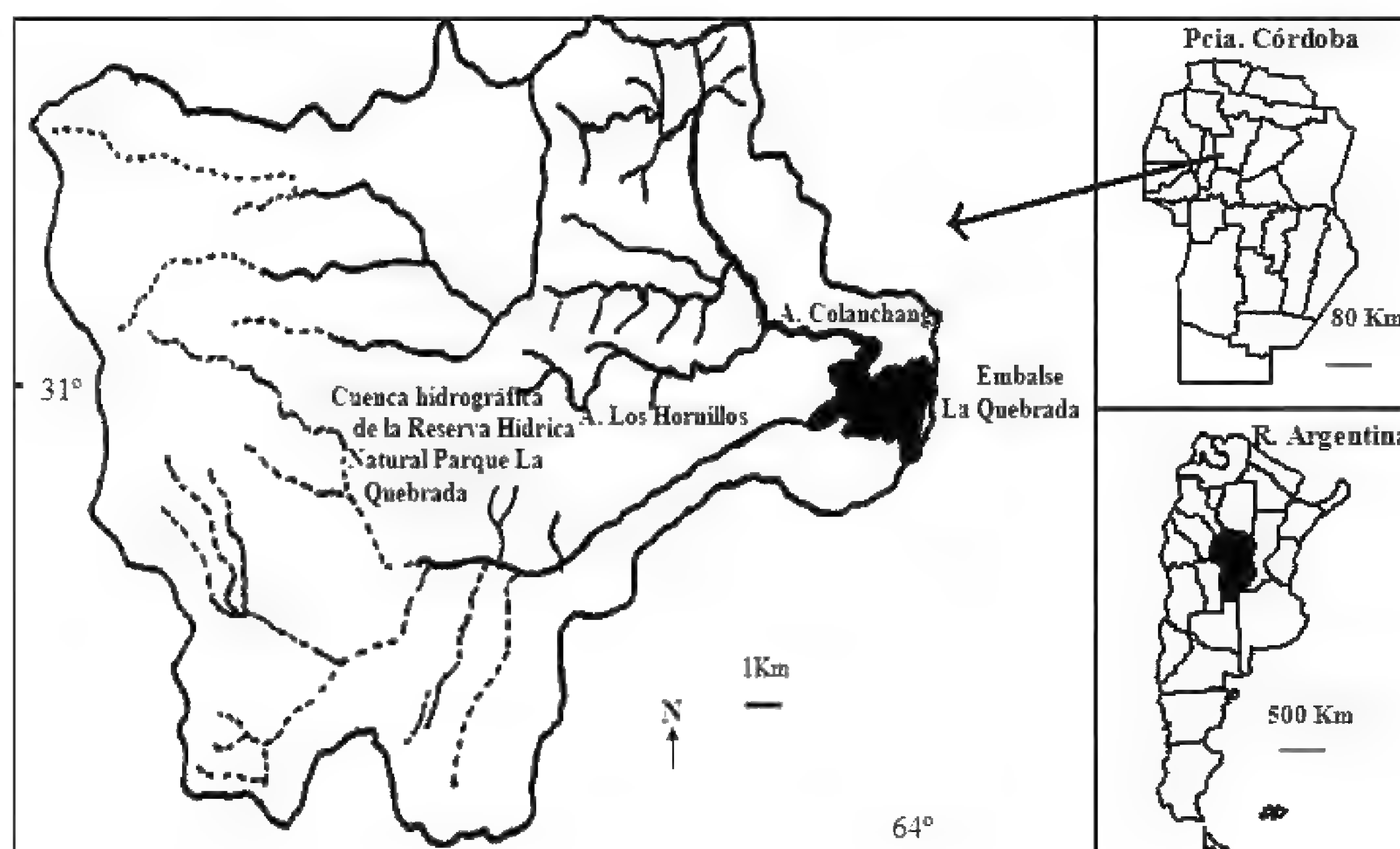


Fig. 1. Localización del embalse La Quebrada en la Reserva Hídrica Parque Natural La Quebrada

Resultados

El nivel de la cota del embalse La Quebrada, presentó variaciones durante los años de estudio de 33 metros registrados en el año 2001 llegó a 23 en los muestreos de 2012 (Fig. 2). El embalse está clasificado como monomíctico con un período de estratificación que se extiende generalmente desde mediados de primavera hasta comienzos de otoño. La temperatura del agua durante el invierno tuvo una media de 14° C para los años 2002 y 2004 y de 12° C para los restantes. La media de verano fue de 24° C. A partir de los 3 metros de profundidad se observó una discontinuidad térmica con variaciones de 5° C en primavera y 10° C en verano entre la superficie y el fondo.

Las lecturas del disco de Secchi oscilaron entre 0,7 m en verano y 2,4 m en invierno. La conductividad del agua presentó valores promedios de 287,1 $\mu S.cm^{-1}$. El pH, generalmente alcalino con mediciones que fueron de 7,5 a 9,5 los registros más elevados corresponde a la zona superficial probablemente por una mayor actividad fotosintética.

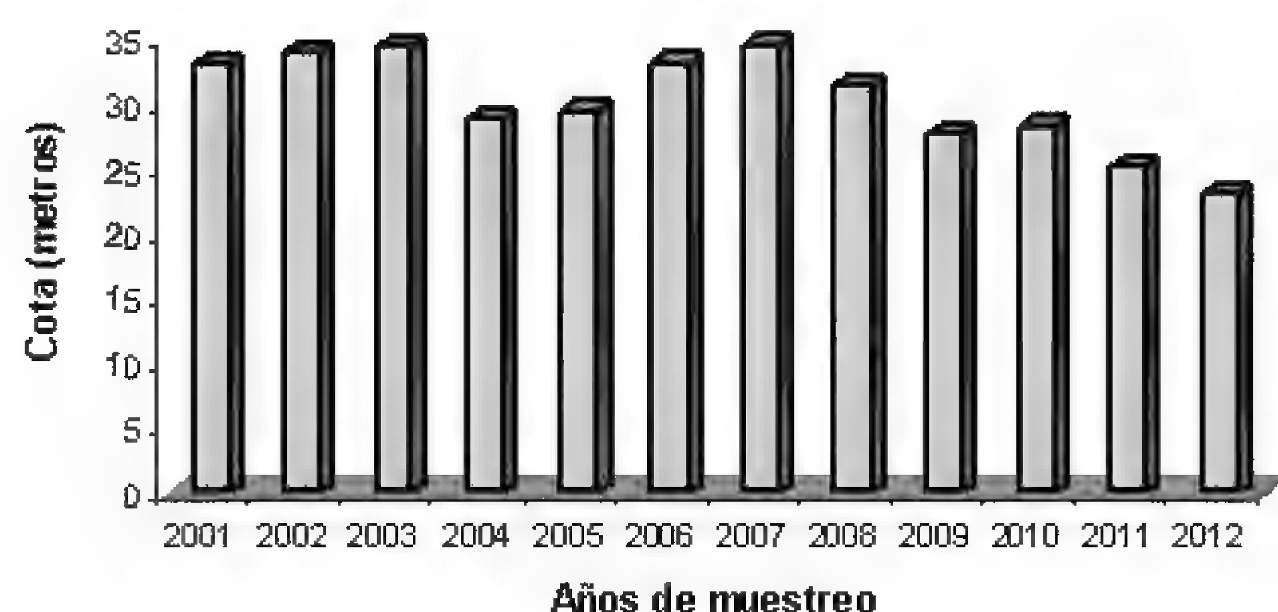


Fig. 2. Variaciones de la cota del embalse La Quebrada desde el año 2001 al 2012

El oxígeno disuelto fue decreciente hacia el fondo, con un valor medio de 8,5 en la superficie, 7 a los 6 metros y 4,5 a los 20 metros.

A partir del análisis cuantitativo y cualitativo de las muestras de fitoplancton se han identificado las principales especies que causan florecimientos y cómo se fueron modificando a lo largo de estos doce años de estudio. En los primeros meses de estudio la especie dominante fue *Ceratium hirundinella*, con densidades de hasta 27.000 ind. ml^{-1}, que comenzaron a disminuir en otoño hasta desaparecer en invierno y reaparecer nuevamente cuando el embalse comenzó a estratificarse hacia mediados de primavera (Fig. 3).

Durante el año 2002 *C. hirundinella* estuvo presente todo el año con una media anual de 10.000 ind. ml^{-1}. En los muestreos

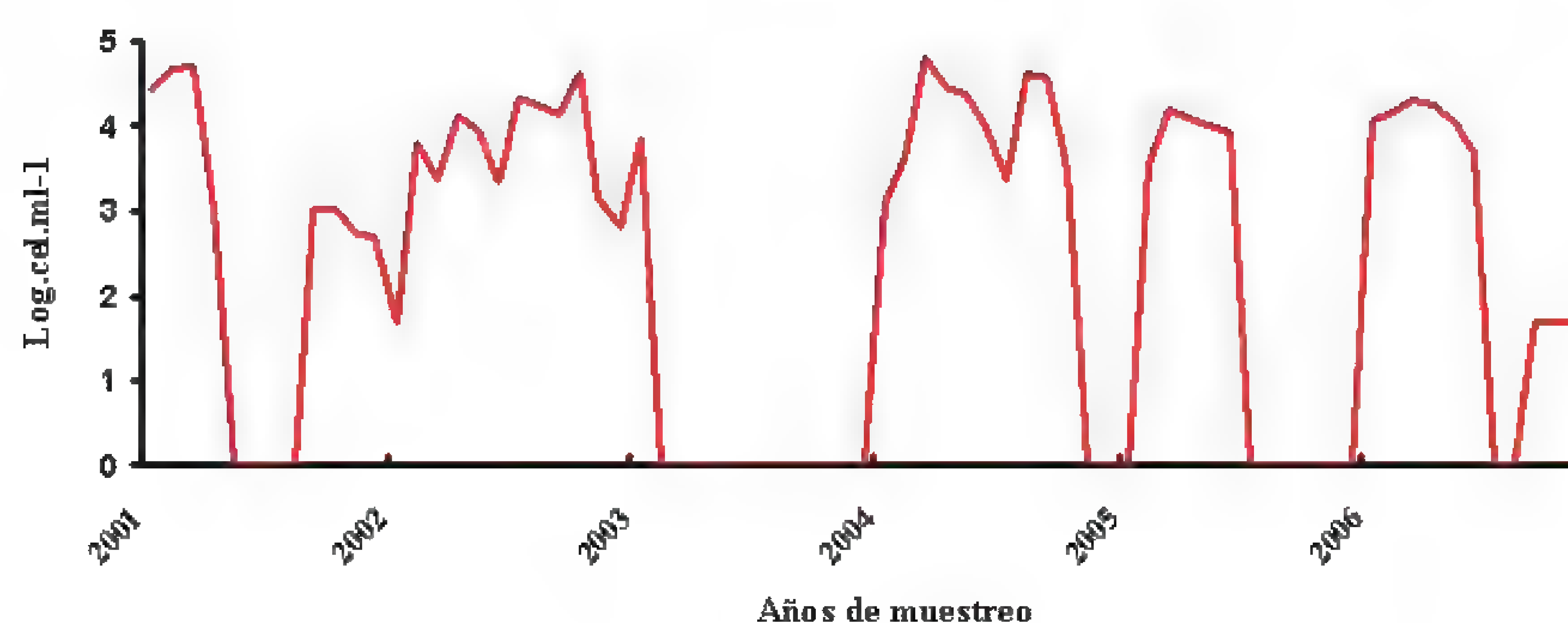


Fig. 3. Abundancia de *C. hirundinella* durante el periodo 2001 al 2006

del año 2003 se encontraron células de *C. hirundinella* sólo en el mes de enero, y fueron notorios los quistes a partir del mes de febrero persistiendo todo el año con valores que oscilarron entre 25 y 40 quistes. ml^{-1}. En este año el embalse alcanzó su cota máxima de 34 m. En los muestreos correspondientes al año 2004, *C. hirundinella* presentó una media anual de 11.000 cel. ml^{-1}. A lo largo de los años 2005 y 2006, se registraron individuos en época estival con una abundancia promedio de 8.500 ind. ml^{-1} y 7.500 respectivamente. Las formas de resistencia, a excepción de lo ocurrido en el año 2003, estuvieron presentes hacia finales de verano.

El tamaño de los individuos osciló entre 170-245 µm de largo por 48-56 µm de ancho y se identificaron formas con tres cuernos antiapicales, con un ángulo de separación mayor entre los cuernos en los organismos que generalmente predominaron en el verano y otras con el tercer cuerno antiapical poco desarrollado o ausente más frecuente en el invierno

En cuanto a la distribución vertical, se observó en todos los muestreos, un leve aumento del número de organismos entre los tres y seis metros, desapareciendo prácticamente a partir de los quince metros, profundidad donde los quistes fueron frecuentes.

A partir del verano de 2007 hasta el verano de 2011, se sucedieron en el embalse floraciones de cianobacterias y clorofitas. Durante los veranos de 2007 y 2008 la especie dominante fue *Dolichospermun circinalis*, reemplazada en el verano siguiente por la clorofita *Planktosphaeria gelatinosa* con una densidad media de 2.5000 ind. ml^{-1}. Durante los veranos de 2010 y 2011 *Microcystis aeruginosa, M. flos-aquae* y *M. wesenbergii* fueron dominantes. Desde octubre de 2009 a junio de 2010 se analizó la biomasa fitoplantónica, medida como la concentración de clorofila a. La concentración media de clorofila *a* fue de 17,17 mg m^{-3}, media de nitrógeno fue de 0,8 mg L^{-1} y el fósforo (P) de 4,09 mg L^{-1}.

En los muestreos invernales las diatomeas forman el fitoplancton más abundante predominando *Aulacoseira granulata* y *Cyclotella meneghiniana.*

A lo largo del período muestreado se destaca la primavera de 2012 donde el fitoplancton fue escaso y el 25 % del embalse estaba cubierto por la macrófita *Lemna minor*.

Discusión y conclusiones

El estudio de los organismos autótrofos del embalse La Quebrada determinó la presencia de *Ceratium hirundinella* como la especie dominante y responsable de floraciones en los primeros seis años de muestreo.

En la República Argentina, fue identificada por primera vez en lagos del sur en el año 1991 (Boltovskoy, 1991) y ha tenido un comportamiento invasor hacia los cuerpos de agua ubicados al norte del territorio Argentino (Boltovskoy, 2004). En la Provincia de Córdoba está presente en la mayoría de los embalses y su máxima densidad a sido observada generalmente en el verano (Pierotto *et al.*, 2007; Girbal *et al.*, 2000) a diferencia de la Reserva Bermejales del sur de España (Pérez & Sánchez, 2002) y en los embalses Sumampa y Pirquitas de Catamarca (Silverio *et al.*, 2009) donde las máximas densidades de *C. hirundinella* ocurren de otoño a invierno en el período de mezcla. Otro estudio realizado en el embalse de Río Tercero en la Provincia de Córdoba (Mac Donagh *et al.*, 2005) concluyeron, que esta especie permanece durante todas las estaciones y las máximas densidades se registraron en verano.

Las temperaturas óptimas, para el crecimiento de *C. hirundinella* para lagos templados, oscilan entre los 12º C y los 23º C (Hutchinson, 1967; Heaney, 1976; 1980). Estos valores son válidos para nuestro embalse y pensamos que la permanencia de *C. hirundinella* a lo largo de todo el año 2002 y la mayor parte del 2004 este dada por un aumento de 2º C en la media invernal con respecto a otros años.

Las formas de resistencia o quistes, fueron evidentes hacia el final del verano, ya que aparecen generalmente cuando la población de individuos adultos decae por la disminución de intensidad luminosa, de la duración del fotoperíodo y de la temperatura (Girbal *et al.*, 2000; Cossavella *et al.*, 2000), a excepción del año 2003 donde fueron observados durante el verano. A comienzos del año 2003, el embalse alcanzó su cota máxima y, el ingreso de agua desde los tributarios podría haber producido el arrastre de quistes hacia la zona fótica.

La ciclomorfosis es un fenómeno frecuente en *Ceratium* y numerosos estudios indican que estos cambios de forma están asociados con las variaciones de la temperatura (Huber-Pestalozzi, 1950) o a la disponibilidad de nutrientes (Kimmel & Holt, 1988). En los embalses de Cuber y Gorg Blau, en Mallorca (Moyá & Ramón, 1984) observaron que en las muestras de verano las especies tenían un mayor desarrollo de los tres cuernos posteriores y aumento del ángulo de separación entre los mismos. Las muestras de finales de verano presentaban una reducción de la longitud de los cuernos, llegando el tercero de la hipoteca a ser sólo incipiente. Cambios coincidentes con nuestro trabajo.

A partir del verano de 2007 hasta el 2011, con excepción del verano de 2009, *C. hirundinella* fue reemplazado por floraciones de cianobacterias, favorecidas por el aumento de materia orgánica proveniente de los incendios forestales ocurridos en la cuenca. La materia orgánica no solo acelera la colmatación del vaso del dique por el ingreso de un mayor volumen de sedimentos, sino también, aporta nutrientes como el fósforo y el nitrógeno considerados como factores condicionantes para el desarrollo de floraciones de cianobacterias (Huisman *et al.*, 1999; Chen *et al.*, 2003).

La concentración de fósforo total y de clorofila a empleados para determinar el nivel trófico del embalse, nos indica que este reservorio presenta un deterioro de la calidad de las aguas. Trabajos anteriores caracterizaron al embalse como oligotrófico en invierno y mesotrófico en verano (Pierotto *et al.*, 2003; Rincón *et al.*, 2007) y la tendencia de pasar a un estado eutrófico ha sido acompañada por la aparición de cianobacterias. Estos resultados concuerdan

con la mayoria de los estudios realizados en los embalses ubicados en la zona centro-norte de Argentina (Quiroz, 1988; Pedrozo & Bonetto, 1991)

En la primavera de 2012, la planta flotante libre *Lemna minor* pasó a ser el componente principal del embalse, es de rápido crecimiento y crece en aguas estancadas con altos niveles de nitrógeno y fósforo (Rook, 2002). La invasión de plantas acuáticas puede generar impactos negativos sobre la diversidad, la calidad del agua y la dinámica trófica de los ecosistemas donde se establecen (de Tezano Pinto *et al.*, 2007).

El régimen hídrico es un factor que resulta de gran importancia en las variaciones de los factores ambientales del medio en los cuerpos de agua y, por lo tanto, propicia las variaciones estructurales de la comunidad fitoplanctónica (García de Emiliani, 1979). Desde el año 2009 la zona de estudio se vió afectada por una fuerte sequía, incrementándose los incendios en la cuenca, como consecuencia, el caudal de los tributarios fue escaso y con un altos contenidos de materia orgánica favoreciendo la eutrofización.

Agradecimientos

Los autores agradecen a Graciela Daniele y a Florencia Soteras por la lectura crítica del trabajo y a la Cooperativa de Aguas y Servicios de la Localidad de Río Ceballos por el suministro de los datos referidos a la cota del embalse.

Literatura citada

APHA. 1992. Métodos Normalizados para el análisis de aguas potables y residuales, 17 ed. Díaz de Santos, Madrid.

Boltovskoy, A. 1991. Colonization of freshwater bodies in Argentina and Chile by *Ceratium hirundinella* (Dinophyceae). Bol. Soc. Argent. Bot. 38: 148.

Boltovskoy, A. 2004. *Ceratium hirundinella* Schrank: un dinoflagelado invasor en lagos y embalses. Simposio. XXX Jornadas Argentinas de Botánica. Rosario, p. 183-202.

Carlson, R. E. 1977. Atrophic state index for lakes. Limnol. Oceanog 22: 361-369.

Cioccalle, M.; M. Ferri; J. Filardo; R. Ingaramo; G. Lado; N. Montivero & R. Morero. 1988. Estudio integral de la problemática del agua en la cuenca del Río Ceballos. Córdoba. Argentina. Inédito.

Chen, Y.; B. Qin; K. Teubner & M. T. Dokulil. 2003. Long-term dynamics of phytoplankton assemblages: Microcystis-domination in Lake Taihu, a large shallow lake in China. Journal of Plankton Research, 25: 445-453.

Cossavella, A.; M. Rodríguez; C. Oroná; S. Del Olmo; N. Larrosa & A. Rodríguez. 2000. Monitoreo de calidad de agua y sedimentos del embalse Los Molinos I, Córdoba, Argentina. III Taller Internacional sobre enfoques regionales para el desarrollo y la gestión de embalses de la cuenca del Río de la Plata. Posadas. Misiones.

de Tezanos Pinto, P.; L. Allende & I. O´Farrell. 2007. Influence of free-floating plants on teh structure of a natural phytoplankton assemblage: an experimental approach. Journal of Plankton Research. 29: 47-56.

García de Emiliani, M. O. 1979. Effects on water level fluctuations on phytoplankton in a river-foodplain lake system (Paraná River, Argentina). Hydrobilogia 357: 1- 15.

Girbal, A.; E. Lammel & F. Busso. 2000. Utilización de permanganato de potasio para mitigar un bloom de *Ceratium hirundinella*. Resúmenes del Seminario Internacional: Identificación y Control de Algas en la Producción de Agua Potable.

Heaney, S. 1976. Temporal and spatial distribution of the dinoflagellate *Ceratium hirundinella* O. F. Müller within a small productive lake. Freshwater Biology 6: 531 -542.

Heaney, S. & T. Furnas. 1980. Dynamic aspects of dinoflagellate *Ceratium hirundinella* O.F. Müller. Freshwater Biol.10, 163 - 170.

Heaney, S. I.; D. V. Chapman & H. R. Morrison. 1983. The role of the cystatage in the seasonal growth of the dinoflagellate *Ceratium hirundinella* within a small productive lake: Br. Phycol. J. 18, 47-59

Huber-Pestalozzi, G. 1950. Das Phytoplankton des Süswaseere: Systematik und Biologie. Cryptophyceen, Chloromonadinen, Peridineen Band 16 Teil

3, E. Schweizerbart´sche Verlagsbuchhandlung. Stuttgart.

Huisman, J.; P. van Oostveen & E. J. Weissing. 1999. Species dynamics in phytoplankton blooms: incomplete mixing and competition for light. The American Naturalist, 154: 46- 48.

Hutchinson, G. 1967. A Treatise on Limnology Vol. 2, Introduction of Lake Biology and the Limnoplankton, John Wiley and Sons, New York. 115 pp.

Kimmel, B. & J. Holt. 1988. Nutrient availability and patterns of polymorphism in the freshwater dinoflagellate, *Ceratium hirundinella* , Archiv fur Hydrobiologie.

Luján, A.; M. De Fabricius; M. Luque & M. Boccolini. 2005. Diatomeas planctónicas de cursos de agua. Cuenca del Río Piedra Blanca (Córdoba, Argentina). Bol. Soc. Argent. Bot. 40 (3-4): 183-198.

Mac Donagh, M. E.; M. A. Casco & M. C. Claps. 2005. Colonization of a neotropical reservoir (Córdoba, Argentina) by *Ceratium hirundinella* (O.f. Müller) Bergh. Ann. Limnol.- Int. J. Lim. 41 (4): 291-299.

Moya, G. & G. Ramón. 1984. variación espacio temporal de *Ceratium hirundinella,* en los embalses de Cuber y Gorg Blau (Mallorca). Limnetica, 1, 285-290.

Pedrozzo, F. & C. Bonetto. 1991. Nitrogen and Phosphorus in Chaco Plain waterbodies. Medio Ambiente 11: 96-106.

Pérez-Martinez, C. & P. Sánchez-Castillo. 2002. Winter dominance of *Ceratium hirundinella* in a southern north-temperate reservoir. Journal of plankton research. Vol. 24, Nº 2, pag. 89-96.

Pierotto, M.; A. Rincón; M. Gonella; C. Daga & C. Prósperi. 2003. Hidrobiología del embalse La Quebrada (Córdoba, Argentina): Bacteriología y Fitoplancton. 13º Congreso Argentino de Saneamiento y Medio Ambiente. Buenos Aires. Argentina

Pierotto, M.; C. Prósperi; C. Daga & A. Rincón. 2007. Estudio de *Ceratium hirundinella* en el Embalse La Quebrada, Córdoba, Argentina. International Congress on Development, Environment and Natural Resources: Multi-level and Multi-scale Sustainability, Cochabamba, Bolivia.

Quiros, R. 1988. Relationships between air temperature, depth, nutrients and chlorophyll in 103 Argentinian lakes. Verh. Internat. Verein. *Limnol.* 23: 647-658.

Reyna, S.; M. Reyna; M. Orso; E. Reyna; M. Lábaque & M. Gómez. 2006. Plan de gestión de los recursos hídricos de la Provincia de Córdoba. I Congreso internacional sobre gestión y tratamiento integral del agua. Córdoba.

Reynolds, C. S. 1984. The ecology of freshwater phytoplankton. Cambridge University Press, Cambridge, UK. 384 pp.

Rincón, A.; C. Daga & M. Pierotto. 2007. Florecimiento de *Anabaena spiroides* en el Embalse La Quebrada. Resúmenes del I Reunión Conjunta de Sociedades de Biología de la República Argentina. Córdoba.

Rook, E. 2002. Flora, fauna, eart and sky. The natural history of the north woods Press Cambridge.

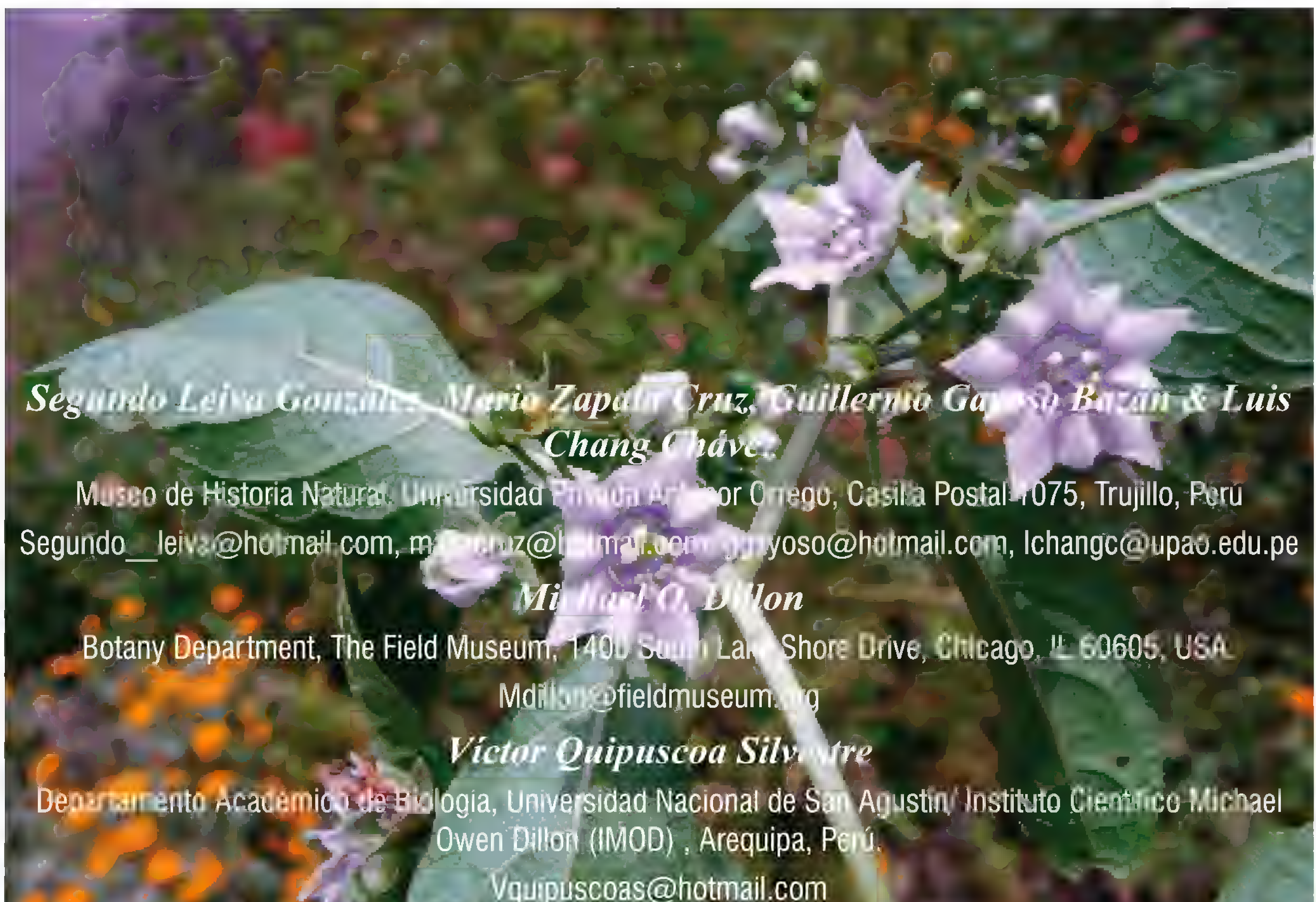
Silverio, M.; G. Montañez; E. Fra; M. Saracho; M. Arjona; S. Amaya & B. Traccanna. 2009. Variación poblacional de *Ceratium hirundinella* (Dinophyceae) en Embalses eutróficos de Catamarca (Argentina) y su relación con parámetros ambientales. Huayllu-Bios. Nº 3.

Villafañe, V. E. & F. M. H. Reid. 1995. Métodos de microscopía para la cuantificación del fitoplancton. En: K. Alveal K.; M. E. Ferrario; E. C. Oliveira & E. Sar. (eds.), Manual de Métodos Ficológicos, pp. 169-185. Universidad de Concepción. Chile.

Arnaldoa 21 (1): 187 - 220, 2014 ISSN: 1815-8242

Diversidad Florística de la Loma Cerro Campana, Provincia Trujillo, Departamento La Libertad-Perú

Floristic Diversity of the Loma Cerro Campana, Province, Department La Libertad Trujillo-Peru



Segundo Leiva González, Mario Zapata Cruz, Guillermo Gayoso Bazán & Luis Chang Chávez

Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, Perú

Segundo_leiva@hotmail.com, m[illegible]ruz@hotmail.com, [illegible]yoso@hotmail.com, lchangc@upao.edu.pe

Michael O. Dillon

Botany Department, The Field Museum, 1400 South Lake Shore Drive, Chicago, IL 60605, USA

Mdillon@fieldmuseum.org

Víctor Quipuscoa Silvestre

Departamento Académico de Biología, Universidad Nacional de San Agustín/ Instituto Científico Michael Owen Dillon (IMOD) , Arequipa, Perú.

Vquipuscoas@hotmail.com

Resumen

Se presenta la Diversidad Florística de la Loma Cerro Campana, Prov. Trujillo, Dpto. La Libertad-Perú, a los grados: 07°58'S, 79°06'W entre los Km 589–597 Panamericana Norte; abarca una extensión aproximada de 800 ha y entre 80 a 990 m de elevación. El Catálogo de plantas con flores (Magnoliophyta) y Pteridophyta incluye: 51 familias, 113 géneros y 157 especies. Las familias con el mayor número de taxones destacan: Liliopsida: Poaceae (8 géneros y 13 especies), Bromeliaceae (3 géneros y 8 especies), Maganoliopsida: Asteraceae (14 géneros y 17 especies), Solanaceae (9 géneros y 20 especies), Malvaceae (5 géneros y 7 especies), Boraginaceae (5 géneros y 6 especies), Cactaceae (5 géneros y 6 especies) y las demás familias con dos y una especie. Este fragmento de loma presenta un conjunto único de especies, incluyendo algunos taxones endémicos y nuevos para la ciencia, que forma una comunidad particular diferente a las otras lomas a lo largo de la costa peruana desde Coquimbo en Chile hasta Cerro Campana en el Norte de Perú.

Palabras clave: Diversidad florística, Cerro Campana, Trujillo-Perú.

Abstract

This article presents the floristic diversity of the Cerro Campana's *lomas* formations (Province of Trujillo, Department of La Libertad, Peru), at latitude 07°58'S and longitude 79°06'W, between the kilometers 560–580 of the North Pan-American Highway. It has an approximate extension of 1500 hectares and an altitude between 80 and 990 meters. The checklist of plants with flowers (Magnoliophyta) and Pteridophyta includes 51 families, 114 genera and 157 species. The families with the most quantity of taxa are: Liliopsida: Poaceae (8 genera and 13 species), Bromeliaceae (3 genera and 8 species), Maganoliopsida: Asteraceae (14 genera and 17 species), Solanaceae (9 genera and 20 species), Malvaceae (5 genera and 7 species), Boraginaceae (5 genera and 6 species), Cactaceae (5 genera and 6 species) and the rest of families with two or one species. This portion of *lomas* formations presents a unique group of species, including some endemic and new for the science taxa, which form a special community, different from other *lomas* formations along the Peruvian coast from Coquimbo in Chile to Cerro Campana in Northern Peru.

Key words: .Floristic diversity, Loma, Cerro Campana, Trujillo, Peru.

Introducción

Por casi 3500 kilómetros a lo largo de la costa occidental de América del Sur (5°-30° de latitud sur), el desierto peruano y el desierto de Atacama forman una cinta contínua, muy árida, sólo interrumpida por los ríos que descienden de la Cordillera de los Andes. La vegetación nativa de los desiertos se compone de más de 1200 especies, muchas de ellas altamente endémicas y, en gran parte, restringidas a las zonas de neblinas llamadas lomas. Las comunidades florísticas de las lomas esencialmente funcionan como islas separadas por hábitats muy áridos donde prácticamente no existen plantas. En Perú, no menos de 50 localidades han sido reconocidas como conjuntos únicos, aunque algunos están ahora completamente destruídos debido a las acciones en expansión de las poblaciones humanas. Las plantas dentro de las lomas, tienen diversos orígenes, incluyendo disyunciones anfitrópicas, especies semiáridas ecuatorianas y del centro de Chile, discontinuidades montañas andinas y muchas especies endémicas lomales.

La fitogeografía y la ecología de los desiertos occidentales de América del Sur, han sido revisadas en detalle (Rundel *et al.*, 1991; 2007). Pese a que el desierto desde Perú a Chile es contínuo, la topografía, el clima y la vegetación de cada desierto

es distinta. La aridez es controlada por tres anomalías climáticas: La primera, una transición climática abrupta tanto al norte como al sur, que da como resultado un clima de estepa poco desarrollado a lo largo de los márgenes; la segunda, breves períodos de fuertes lluvias y temperaturas relativamente altas, asociados con raros pero recurrentes eventos de El Niño (véase Dillon, 1985; Dillon & Rundel, 1990), que afectan ocasionalmente partes del desierto, trayendo condiciones húmedas tropicales; y la tercera, la notable homogeneidad de temperatura a lo largo de toda la extensión latitudinal de los desiertos. Este patrón de temperaturas estables se debe a la influencia de las frías temperaturas superficiales del mar asociadas con la Corriente Peruana o Corriente de Humboldt que fluye de sur a norte. También es importante, la influencia de una fuerte subsidencia atmosférica asociada con un anticiclón subtropical de posición estable. El resultado es un clima costero suave y uniforme con la formación regular de gruesos bancos de nubes estratos por debajo de los 1000 m de elevación durante los meses de invierno. Cuando la topografía costera es baja y plana, esta capa de estratos se disipa hacia el interior con poco impacto biológico, pero donde las montañas aisladas o laderas costeras escarpadas interceptan las nubes, se desarrolla una zona de niebla con una capa de estratos concentrada hacia las laderas. Estas nieblas, llamada "garúas", son la clave para la extensión y diversidad de la vegetación a través de los desiertos de la costa occidental. Si bien, la extensión del desierto peruano en realidad cubre casi 1600 km de costa, el área cubierta por vegetación, incluso en años excepcionales, es menor a 5000 kilómetros cuadrados.

Las formaciones lomales son un ecosistema claramente delimitado, único en el contexto de la ecología y la composición florística sudamericana. Sin eventos recurrentes de El Niño, aquellas plantas que realmente necesitan los recursos de dichos eventos de seguro desaparecen con el tiempo. Aquellas que no necesitan eventos recurrentes de El Niño para su existencia probablemente seguirán existiendo, pero tal vez, con niveles poblacionales más bajos y en ámbitos más reducidos. Se carecen de datos u observaciones relativos a los efectos directos de El Niño en la mayoría de la costa. El Niño, también podría haber estado activo durante todo el Pleistoceno (+/-hace 1,8 millones de años).

Además, del fenómeno de El Niño, cambios climáticos de largo plazo han sido asociados con los ciclos glaciales (ciclos de 13 000–200 000 años), y se han producido al menos 20 ciclos glaciales durante el Pleistoceno, cada uno de aproximadamente 200 000 años. La formación de los glaciares en las montañas y los polos, ha causado que los niveles del mar fluctúen ostensiblemente. Las estimaciones de la fluctuación del nivel del mar oscilan entre 400 a 750 pies (120 a 230 m) y este descenso habría cambiado significativamente la posición de la orilla del mar hace 18000 años, en relación a lo que es hoy en día. Esta caída, habría dejado expuesta un área considerable de la plataforma continental y desplazado las formaciones lomales, sobre todo entre las latitudes 5° a 15° S. Los ciclos glaciales también habrían tenido una profunda influencia en la flora y la fauna de los desiertos costeros, proporcionándoles aislamiento geográfico en determinados momentos, y en otras ocasiones, las oportunidades para el encuentro de especies, permitiendo así, el intercambio genético. Paradójicamente, esto también habría permitido la fragmentación de poblaciones, el cambio de sus distribuciones en relación con los ambientes cercanos

al mar, la adaptación y el cambio de las condiciones *in situ*, o reducciones en la distribución y extinciones.

Los patrones de distribución de especies lomales, pueden agruparse a grandes rasgos en amplias categorías de distribución, incluyendo (1) especies pan-tropicales o malas hierbas, (2) disyunciones de larga distancia desde el desierto de Sonora y Baja California, (3) especies de disyunción de la cercana cordillera andina y (4) plantas restringidas a los desiertos costeros, a veces en una sola localidad. Además, la composición de la flora del desierto pueden dividirse en dos grandes categorías, los taxones que son habitantes conocidos del desierto, lo que significa que ellos o sus parientes cercanos son miembros de las comunidades del desierto de América del Norte (desiertos de Mojave, Sonora, Chihuahua) o de entornos semi-áridos del centro de América del Sur (por ejemplo, el Monte de Argentina). Habitantes típicos del desierto serían Cactaceae o Boraginaceae, entre otros. Estas plantas, tienen adaptaciones morfológicas o anatómicas asociadas con la existencia del desierto. Pertenecen a los desiertos. Otro grupo estaría conformado por los habitantes de áreas no desérticas, lo que significa que tienen pocas adaptaciones morfológicas o anatómicas para soportar la vida en el desierto. Más bien, ya que a menudo son anuales o perennes de corta duración, florecen en el desierto cuando las condiciones lo permiten, es decir, durante los episodios de alta precipitación, cuando el agua no es un factor limitante. Si poseen rasgos adaptativos observables, podrían estar en el área de una mayor capacidad fisiológica o de uso del agua. Ellas aprovechan al máximo el agua disponible y tienen patrones de maduración acelerada. Algunas especies de malezas, especialmente europeas, encuentran su camino en las formaciones de lomas, a menudo a través de las actividades del hombre. Estas plantas generalmente no perduran, sino que salen fuera de competencia con bastante rapidez y se extinguen.

La información sobre los patrones de reproducción, la diversidad genética y los patrones de especiación en las plantas de lomas es en gran parte ausente. Aún continúa la búsqueda de las fuerzas evolutivas o procesos responsables de la formación de la flora que se encuentra en el lugar más seco de la Tierra, la costa occidental de América del Sur. Los científicos están recién empezando a apreciar el impacto de los eventos de El Niño (ENSO) sobre las comunidades biológicas; por lo tanto, no es de sorprender que poco se haya escrito acerca de los efectos evolutivos de este fenómeno. La importancia de los eventos de El Niño sobre las comunidades marinas se ha observado con la interrupción de la cadena alimentaria de los organismos marinos, principalmente mamíferos y aves marinas (Vermeij, 1990). Los efectos de El Niño en las comunidades terrestres tampoco está bien documentada (Dillon & Rundel, 1990). En la discusión de los impactos ecológicos de El Niño en el Pacífico Oriental, Vermeij (1990) enumera cuatro atributos que deben considerarse en eventos de extinción masiva: 1) la variabilidad de ENSO respecto a la norma, 2) la frecuencia de los sucesos, 3) la gravedad en lo que respecta a niveles de extinción, y 4) la extensión geográfica. Posibles consecuencias a tener en cuenta son: 1) cambios en la presión de selección con cambios de antecedentes, 2) extinción de poblaciones, 3) división de poblaciones (vicarianza), y 3) efectos profundos en los eventos de especiación (dispersión a larga distancia).

Las formaciones lomales han actuado

como una importante fuente de agua potable, alimentos y materiales de construcción para los primeros pobladores costeros (Beresford-Jones, 2004; Lanning, 1965). La presencia de vegetación, a menudo forrajes, habría atraído a camélidos nativos como el "guanaco" y también al "venado", los cuales fueron claves para el hombre primitivo. Los suministros de semillas e insectos habrían convertido a las lomas en refugios para especies nativas de aves. La flora nativa contiene algunas frutas comestibles, por ejemplo, *Jaltomata* (*Jaltomata truxillana*, *J. lomana, J. umbellata*, entre otras) y *Solanum* (=*Lycopersicon*), ambos miembros de la familia de las solanáceas que tienen bayas comestibles parecidas al "tomate". Tubérculos comestibles de diversas familias vegetales también podrían haber proporcionado algún alimento que podría haber sido utilizado periódicamente, por ejemplo, *Argylia radiata* (Bignoniaceae), *Begonia octopetala* (Begoniaceae), *Oxalis dombeii* (Oxalidaceae), *Solanum montanum* (Solanaceae) y *Tropaeolum peltophorum* (Tropaeolaceae). La agricultura también pudo haber sido practicada en algunos lugares, especialmente durante los años excepcionales asociados con eventos del Niño. Hoy en día, se cultiva en las lomas cuando se presenta la oportunidad, debido al aumento de la humedad disponible. Durante un evento del Niño en marzo de 1998 se sembró "maíz" *Zea mays* en el Cerro Cabezón en el norte del Perú y, en 1983, tanto "maíz" como "trigo" *Triticum aestivum* se cultivaron en las lomas de Moquegua y Tacna.

No se debe subestimar la influencia del hombre en las formaciones de lomas, sobre todo en los últimos 1500 años. Muchas especies leñosas nativas han sido severamente reducidas para leña y construcción. Se puede suponer que las especies arbóreas nativas, como *Caesalpinia spinosa* "tara" (Fabaceae), *Carica candicans* "mito" (Caricaceae) o *Myrcianthes ferreyrae* (Myrtaceae) tenían distribuciones más amplias y poblaciones más grandes antes de la llegada del hombre. La eliminación de vegetación leñosa, sin duda, habría cambiado la distribución de las plantas herbáceas, generando un profundo efecto en la composición actual. El movimiento de animales entre el interior y la costa ha sido el causante de la introducción de muchas plantas herbáceas andinas. La introducción histórica de especies exóticas, como los árboles australianos (*Eucalyptus* y *Casuarina*), ha cambiado el carácter del paisaje. Tal vez, la peor plaga que el hombre ha establecido en las lomas, desde la llegada de los europeos, es la de herbívoros como las "cabras", que son muy destructivos en las comunidades nativas. Históricamente, las condiciones húmedas costeras asociadas al fenómeno de El Niño han traído condiciones secas en la vecina sierra alta. Por esa razón, hay un largo historial de movimiento de ganado hacia la costa por parte de los pobladores andinos, quienes transportan agua potable y pastan su ganado durante varios meses, hasta que las formaciones lomales se secan.

Las historias de cómo cada taxón alcanza las lomas son, en cierta medida, eventos "independientes". Tienen una gran cantidad de orígenes y han reaccionado a "procesos" de largo y corto plazo como linajes independientes, no necesariamente una respuesta de comunidad. Como se mencionó anteriormente, El Niño es probablemente un hecho importante para el mantenimiento a largo plazo de los bancos de semillas, pero las características morfológicas y fisiológicas del fenotipo serán básicas para los años en que sólo la niebla proporciona humedad. Si se consideran los eventos

de disminución en el nivel del mar como oportunidades para la extinción masiva o grandes desplazamientos, entonces la mayor disrupción puede haber estado por encima de los 15° de latitud sur. Allí la distancia con los pequeños cerros costeros, donde las lomas ahora existen, habría sido de varios kilómetros más y ciertamente habrían estado fuera del cinturón de niebla original. Estos eventos no sólo eliminan algunos elementos "áridos", sino que también permiten el establecimiento de especies típicas de la sierra, que ahora están aisladas en las porciones superiores de los picos lomales, típicamente por encima de los 600 m. Este efecto es más pronunciado en el norte, por ejemplo, en el Cerro Cabezón, Cerro Campana, entre otros. Estos sitios tienen una mayor proporción de taxones andinos. En Arequipa, Moquegua y Tacna, las formaciones de lomas no se limitan a pequeños cerros, sino que cubren áreas más amplias, que incluyen muchas hectáreas. Está claro, que cada formación lomal es única en su topología, el tamaño y composición de especies. Las formaciones de lomas son ejemplos clásicos de islas con flora que consiste en asociaciones discordantes.

El objetivo de este trabajo, es dar a conocer la diversidad florística de esta área geográfica, que es considerada el límite norte de las lomas (peruano-chilenas), de tal manera, que se tenga en consideración su rica diversidad biológica y se proteja y conserve como un área intangible tanto regional como nacional.

Antecedentes

Las costas áridas de Perú y Chile fueron inicialmente exploradas por los españoles en el año 1500 y los primeros registros de la descripción de las plantas en el área de Lima son en 1568 por el soldado español, Pedro de Osma. A principios de la década de 1700, la costa fue visitada por barcos que pasaban y, a menudo la visita de naturalistas con el fin de hacer las colecciones científicas y de observación. Louis Éconches Feuillée (1660 -1732) fue un sacerdote francés y estudioso de JD Cassini. Él pasó nueve meses en Perú en 1710, recolectando en la región costera de Ilo y es reconocido como el primer botánico en estudiar científicamente la flora del Perú. Hipólito Ruiz López (1754-1815, José Antonio Pavón (1754-1844), Joseph Dombey (1742-1794) y Juan José Tafalla Navascués (1755, 1811) fueron miembros del equipo de recolección enviado a América del Sur por el rey Carlos III de España con la Expedición del Perú, y de la Real Academia Médica de Madrid. pasaron un total de diez años en lo que es hoy en día el Perú y Chile y sus esfuerzos dieron como resultado en 2264 a unos 3000 dibujos y descripciones de las especies, de las cuales no menos de 64 se encuentran dentro de las formaciones de lomas (Ruiz & Pavón, 1799; Steele, 1982).

En 1800, Franz Julius Ferdinand Meyen (1804-1840) recolectó a lo largo de la costa del Perú 1830-1832 y Charles Gaudichaud - Beaupré (1789-1854) visitó la costa del Perú en dos ocasiones, primero en 1830-1832 y nuevamente en 1836-1837, la recolección y descripción de la vegetación del desierto. Sin embargo, todo el desierto de la costa peruana no se hizo botánicamente conocida hasta Antonio Raimondi (1824-1890) visitó varias formaciones de lomas, al Norte y al Sur de Lima en 1863 y 1868 (Raimondi, 1929). Augusto Weberbauer (1871-1948) llegó al Perú en 1901 y comenzó sus extensas exploraciones botánicas con las colecciones en las formaciones de lomas en las colinas de los alrededores de Lima (véase Weberbauer 1945). Hoy esas localidades son destruidas por la ocupación humana.

J. Francis Macbride (1921-1922) realizó cerca de 125 colecciones de plantas de lomas, sobre todo en los alrededores de Lima, que incluía San Gerónimo, Lurín, Chorrillos y Lurigancho. Estos sitios han sido ampliamente invadidos por las casas y la expansión humana. En el año fuerte de El Niño de 1925, tanto Francis W. Pennell (1886-1962) e Ivan Murray Johnston (1898-1960) recolectaron en las formaciones de lomas del sur de Perú. Erich Werdermann (1892-1959), un botánico con el Dahlm Museo Botánico de Berlín, también se recolectó en el sur de Perú, en 1925. T. Harper Goodspeed (1887-1966), de la Universidad de California en Berkeley, inició una serie de expediciones al Perú. Goodspeed (1961) publicó un relato de las expediciones en su libro, Cazadores de plantas en los Andes. Durante un año fuerte de El Niño de 1942, visitó las Lomas de Lachay y Lurín con Weberbauer y describió las formaciones de lomas como - Médanos en el desierto.

Adicional a sus colecciones, en su grupo incluyen A. A. Escarabajo (1913-2003), H. E. Stork (1890-1959), O. B. Horton, C. R. Worth (1903- ?), J. L. Morrison (1911- ¿?), R. D. Metcalf, P. C. Hutchison (1924-d.1997), J. West (1886-1939) y J. K. Wright.

Ramón Ferreyra (1910-2005) fue un estudiante de Weberbauer y publicó la primera recopilación sistemática de las plantas que se encuentran dentro de las formaciones de lomas (Ferreyra, 1953; 1961). Nicolás Angulo Espino (1888-1969), Arnaldo López Miranda (1922-2010) y Abundio Sagástegui Alva (1932-2012) todos han recolectado dentro de las formaciones de lomas del Perú. Este último colector, hizo extensas colecciones de Cerro Campana y sus alrededores, en los eventos fuertes de El Niño en los 1982-1983. Esas colecciones fueron la base de un inventario de las formaciones de lomas regiones (Sagástegui *et al.*, 1988). Mikio Ono, de la Universidad Metropolitana de Tokio, Japón, dirigió una serie de expediciones a la costa de Perú y Chile en del 1980. Él y sus colegas realizaron una amplia variedad de investigaciones dentro de las formaciones de lomas, incluso, contando los cromosomas de las especies de lomas, el cálculo de la biomasa, y la documentación de los bancos de semillas (Ohga, 1986; 1991; 1992; Oka & Ogawa, 1984; Ono, 1982; 1986).

A partir del año fuerte de El Niño de 1983, M. O. Dillon comenzó a recolectar dentro de las formaciones de lomas que culminó con varios miles de adhesiones y una serie de artículos que describen la vegetación de la costa de Perú y Chile (ver Dillon 1985; 1989; 1997; 2005; Dillon & Rundel, 1990; Dillon *et al.*, 2011; Rundel *et al.*, 1991; 2007;). Una base de datos florísticos que cubren toda el área disponible (ver Dillon, 1994). Expediciones de recolección se llevaron a cabo durante y después de fuertes eventos de El Niño de 1983/84; 1997/98; 1987/88 y 2002 / 03. Estos esfuerzos han dado varios taxones nuevos para la ciencia (Dillon *et al.*, 2007, Elisens 1992; Gómez-Sosa, 1986; Krapovickas, 1996; Robinson & Moore, 2004).

Varios estudios han contribuido al conocimiento general y descripción del desierto peruano y formaciones de lomas (por ejemplo, Dillon, 1997; Ferreyra, 1953; 1961; 1983; Leiva *et al.*, 2008; Rundel *et al.*, 1996; 2007), y algunos se han abordado cuestiones biogeográficas desde el punto de vista de su flora (Galán de Mera *et al.*, 1997; Masuzawa, 1986; Rundel & Dillon, 1998; Dillon, 2005; Dillon *et al.*, 2011; Pinto & Luebert, 2009). Otros autores tienen estudios de la ecología de la comunidad y la productividad de las formaciones regionales (véase Jiménez *et al.*, 1998; 2004; Pefaur, 1982). Unos pocos estudios han abordado preguntas biogeográficos relacionados con

las plantas de la formación de lomas en un marco filogenético explícita. (Dillon *et al.*, 2009; Gengler-Nowak, 2002; Huertas *et al.*, 2007; Luebert & Wen, 2008; Moore & Jansen, 2006; Simpson *et al.*, 2005). Leiva, Mione & Yacher (2008) publican *Jaltomata truxillana* S. Leiva & Mione (Solanaceae) una nueva especie endémica del Cerro Campana. Recientemente Dillon *et al.* (2011) publica Floristic Checklist of the Peruvian *Lomas* Formations, donde da a conocer el catálogo de las plantas que habitan en las lomas del Perú.

Antes que Cerro Campana, su nombre primigenio, de origen prehispánico, sería Rupipe. Al respecto Zevallos (1992) anota:

"…el cerro nombrado Rupipe que esta cerca de Chiquitoy y hacia la mar y desde el Camino Real" que va "de este valle de Chicama hacia Truxillo". (Zevallos, 1992, Pp. 59).

Las lomas y alrededores de la montaña Campana (como lo denomina Franco, 2012) presentan evidencias de ocupaciones muy tempranas asignadas al precerámico. Ahí, se han registrado sitios paijanenses de cazadores y recolectores (Gálvez, 2004; Briceño, 1997).

Al parecer de Toshihara (2004), el cerro Campana habría sido muy importante desde tiempos prehispánicos, considerando sus hallazgos referidos a material ceramográfico Cupisnique y Salinar. De su parte, Kosok (1978), Valle y otros (1998) sostienen sobre evidencias (caminos) Chimú en esas áreas.

También, Franco (2012), reporta un altar escalonado prehispánico sobre el cerro Campana, y sostiene que los líderes de la sociedad moche subían a este sitio para realizar sus ceremonias propiciatorias.

Diversidad biológica en general

"En efecto, la biodiversidad, en su sentido más aceptado, se refiere a la riqueza de especies de un área dada, a la cual los biólogos hemos otorgado el mayor interés, auque éste, generalmente, no sea compartido por los políticos. Por esta razón, siempre he querido encontrar al hombre que inventó este concepto para felicitarlo por que de esta manera maximizó y concentró el concepto de diversidad de especies en una sola palabra: Biodiversidad. Cada vez es más evidente el valor de biodiversidad. Sueño con que la gente interesada logre convencer al resto del mundo sobre el valor de esta riqueza. Tal vez no es tan imposible como parecía algunos años atrás. Estamos entrando en un nuevo orden mundial basado en la conciencia de que todos somos ciudadanos del mismo planeta y que todo lo que afecta a mi país afecta al tuyo; los peruanos son poseedores de mega-biodiversidad, pero su mera existencia enriquece mi vida y la de cualquier otro, todos sufrimos los mismos efectos. Hasta los economistas empiezan a entender que el mundo está llegando a sus límites. Se abre así la oportunidad de desarrollar un nuevo modelo, un nuevo esquema netamente tropical que use la biodiversidad en vez de reducir todo a la monocultura y la uniformidad" Alwyn H. Gentry, 1992.

Comunidades Lomales, al igual que cualquier otra formación vegetal, no son estáticas, sino que su composición está en constante cambio, mientras que algunas especies son constantes, otros van y vienen con cada estación. Durante y después de fuertes eventos de El Niño, las especies raras se registran que no pueden ser encontradas en los años intermedios. La lista de plantas que presentamos es una recopilación de largos plazos procedentes de años de observación y estudio de herbario. Las estimaciones actuales para el número total de especies representadas en las formaciones de lomas del Perú constan de 50 familias, 113 géneros y más de 156

especies.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las colecciones efectuadas desde varios años hasta la actualidad por S. Leiva y M. Zapata (HAO), M. Dillon (F), T. Mione & L. Yacher (CCSU), E. Rodríguez, A. Sagástegui, A. López, J. Mostacero, F. Peláez (HUT), V. Quipuscoa (HUSA), R. Ferreyra (USM), L. Vásquez (PRG), entre otros, en las diversas exploraciones realizadas a la Loma del Cerro Campana, entre los km 589–597 de la panamericana norte, Prov. Trujillo, Dpto. La Libertad, Perú, entre los 80 a 990 m de elevación, a fin de efectuar colecciones botánicas, las que nos permitieron conocer poblaciones *in situ*. Las colecciones se encuentran registradas principalmente en los herbarios: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, HUSA, MO, PRG, USM, entre otros; Paralelo a las colecciones de herbario se fijó y conservó material en líquido (alcohol etílico al 30% o FAA) para estudio de la estructura floral y tricomas de las especies más relevantes. Se tomaron las fotografías de cada taxón, con cámaras digitales: Nikon, panasonic, 30X, Y de 16-24 megapixeles, las que ilustran éste trabajo. El ordennamiento de los taxa se realiza en orden alfabético por divisiones, familias (número de géneros/ especies), géneros y especies. También se indica datos de la distribución geográfica, ecología, hábitat y usos. Los acrónimos son citados según Thiers (2013), en el anexo se presentan las especies más representativas en fotografía a color.

Área de estudio

La *Loma* del Cerro Campana, Provincia Trujillo, Departamento La Libertad, Perú, es una de las 7 Lomas en el Departamento La Libertad, a saber: (Cerro Cabezón 07°54'S, 79°05'W, Cerro Prieto 07°59'S, 79°03'W, Cerro Cabras 08°03'S, 79°02'W, Cerro Chiputur 08°10'S, 78°55'W, Cerro Negro 08°18'S, 78°49'W y Lomas de Virú 08°19'S, 78°48'W) se ubica aproximadamente entre los Km 589– 597 de la carretera panamericana norte, a los grados 07°58'S, 79°06'W y desde 80 m hasta los 990 m de elevación. Delimita por el oeste con el litoral peruano, el sur con el Distrito de Huanchaco, poblado menor El Milagro y el Cerro Cabras, al este con la carretera panamericana, el Cerro Prieto y el Cerro Cabezón y por el norte con el Distrito de Magdalena de Cao. Esta loma, sirvió como un área de ubicación e instalación de nuestros antepasados, la cultura Mochica-Chimú, por las evidencias de vasijas encontradas durante nuestras exploraciones botánicas. La formación lomal presenta características de hermozas dunas, zonas rocosas y hondonadas donde guardan una enorme riqueza biológica y aún quedan algunos residuos de arbolillos de *Capparis scabrida*"zapote de Zorro".

Diagnóstico y propuestas para la conservación de la Diversidad Biológica de la Loma del Cerro Campana y zona de amortiguamiento

Un espacio tan pequeño (ca. 1000 ha) alberga tanta riqueza de biodiversidad, por ello requiere de una atención prioritaria en su conservación ecológica, la ampliación de sus límites es un elemento vital para que garantice el equilibrio de su supervivencia. Rasgos o comunidades naturales singulares o en peligro; plantas herbáceas enclavados entre sus ondonadas, áreas secas en la base; con gran valor científico: su biodiversidad; cultural, son las evidencias de la cultura Mochica-Chimú, donde el objetivo primario es el de proteger muestras significativas del patrimonio natural y cultural, y especialmente, donde la directriz general es el manejo del área que se oriente a la plena protección y manejo; de seguir alterándose

significativamente, la fragilidad de sus recursos, se considerará en pleno riesgo.

Este diagnóstico, es el resultado de la investigación del estado actual del conocimiento de la biodiversidad de la *Loma* del Cerro Campana y su zona de amortiguamiento, a través del cual se determinan las propuestas que aseguren la sostenibilidad de su conservación permanente y el mecanismo para su conservación es considerado como una área geográfica frágil.

Biogeografía y endemismos

Nuestras permanentes exploraciones botánicas a las lomas, nos permiten encontrar continuamente especies nuevas para la ciencia y, la Loma del Cerro Campana no es la excepción. *Jaltomata truxillana* S. Leiva & Mione, *Browallia* sp.nov. (Solanaceae), *Apodanthera ferreyrana* Mart. Crov (Cucurbitaceae), *Tropaeolum peltophorum* Benth. (Tropaeolaceae) son especies endémicas de este lugar; asimismo, muchas de las especies que tienen su distribución en los andes están en ésta área geográfica, como son: *Chionopappus benthamii* S. F. Blake, *Senecio truxillensis* Cabrera (solo en Contumazá, 2300 m), *Sonchus oleraceus* L. "cerraja" (todo América), *Trixis cacalioides* (Kunth) D. Don (Asteraceae), *Calceolaria pinnata* L. "globitos" (Calceolariaceae), *Carica candicans* A. Gray "mito" (Caricaceae), *Furcraea occidentalis* Trel. "cabuya" (Asparagaceae), *Tillandsia multiflora* (Benth) A. M. Spencer & L. B. Smith "achupalla" (Bromeliaceae), *Jarava ichu* Ruíz & Pav. "ichu" (Poaceae), *Pteromonnina herbacea* (DC.) B. Eriksen (Polygalaceae), entre otras.

Resultados

Diversidad florística de la Loma del Cerro Campana, Provincia Trujillo, Departamento La Libertad-Perú

Este trabajo fue obtenido a partir de las recolecciones realizadas en esta loma (desde 1942 hasta la actualidad) y, además, confrontada con la base de datos del Field Museum de Chicago, U.S.A. Todos los especímenes de las recolecciones están depositadas en el Herbario Antenor Orrego (HAO) del Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego y el Field Museum (F), a menos que se indique lo contrario.

En total, se registraron 157 especies, pertenecientes a 113 géneros, correspondientes a 51 familias. Las que se distribuyen en: Pteridophyta con tres especies y, Magnoliophyta con 154 taxones de ellos, las Magnoliopsidas con 43 familias, 96 géneros y 128 especies y las Liliopsida con 6 familias, 16 géneros y 26 especies.

Familias, géneros y especies más relevantes

Asteraceae [14 géneros, 17 especies]. *Ageratina, Ophriosporus y Philoglossa*, 2 especies cada uno

Solanaceae [9 géneros, 20 especies], *Solanum* 9 especies

Poaceae [8 géneros, 13 especies], *Eragrostis y Paspalum* 3 especies cada uno

Bromeliaceae [3 géneros, 8 especies], *Tillandsia* 6 especies

Malvaceae [5 géneros, 7 especies], *Palaua y Urocarpidium* 2 especies cada uno

Boraginaceae [5 géneros, 6 especies], *Heliotropium* 2 especies

Cactaceae [5 géneros, 6 especies], una cada una.

Listado de plantas registradas en la Loma del Cerro Campana, donde se

presenta la División, Familia (indicando el número de géneros / especies) y Nombres Científicos acompañados por su respectivo autor o autores:

I. PTERIDOPHYTA

1.ADIANTHACEAE (1/1)

- *Adiantum subvolubile* Kunth

2. POLYPODIACEAE (2/2)

- *Polypodium lasiopus* Klotzsch

- *Pteridium aquilinum* (L.) Kunth

II. LILIOPSIDA [16/26]

3. ASPARAGACEAE (=AGAVACEAE) (1/1)

- *Furcraea occidentalis* Trel.

4. AMARYLLIDACEAE (2/2)

- *Ismene amancaes* (Ruiz & Pav.) Herb.

- *Stenomesson flavum* (Ruiz & Pav.) Herb.

5. BROMELIACEAE (3/8)

- *Pitcairnia lopezii* L. B. Sm.

- *Puya ferruginea* (Ruiz & Pav.) L. B. Sm.

- *Tillandsia disticha* Kunth

- *Tillandsia latifolia* Meyen

- *Tillandsia multiflora* (Benth) A. M. Spencer & L. B. Smith

- *Tillandsia purpurea* Ruiz & Pav.

- *Tillandsia recurvata* (L.) L.

- *Tillandsia usneoides* (L.) L.

6. CONMELINACEAE (1/1)

- *Tinantia erecta* (Jacq.) Schlecht.

7. ORCHIDACEAE (1/1)

- *Pelexia matucanensis* (Kraenzl.) Schlter.

8. POACEAE (=GRAMINEAE) (8/13)

- *Aristida adscensionis* L.

- *Avena fatua* L.

- *Avena sterilis* L.

- *Bromus catharticus* Vahl

- *Eragrostis mexicana* (Hornem.) Link

- *Eragrostis nigricans* (Kunth) Steud.

- *Eragrostis peruviana* (Jacq.) Trin.

-*Jarava ichu* Ruiz & Pav.

- *Paspalum candidum* (Humb. & Bonpl. ex Flüggé) Kunth

- *Paspalum penicillatum* Hook. f.

- *Paspalum racemosum* Lam.

- *Polypogon interruptus* Kunth

- *Vulpia myuros* (L.) C. C. Gmel.

III. MAGNOLIOPSIDA (=Dicotiledóneas) [93/125]

9. ACANTHACEAE (2/3)

- *Dicliptera montana* Lindau

- *Dicliptera peruviana* (Lam.) Juss.

- *Justicia carthaginensis* Jacq.

10. AMARANTHACEAE (=CHENOPODIACEAE) (3/4)

- *Alternanthera albotomentosa* Suess.

- *Alternanthera halimifolia* (Lam.) Standl.

- *Atriplex rotundifolia* Dombey ex Moq.

- *Chenopodium petiolare* Kunth

11. APIACEAE (=UMBELIFERAE) (4/4)

- *Bowlesia palmata* Ruiz & Pav.

-*Cyclospermum laciniatum* (DC.) Constance

- *Daucus montanus* Humb. & Bonpl. ex Spreng.

-*Eremocharis longiramea* (H. Wolff) I. M. Johnst.

12. APOCYNACEAE (2/2)

- *Matelea aliciae* Morillo

- *Sarcostemma solanoides* (Kunth) Decne.

13. ASTERACEAE (=COMPOSITAE) (14/17)

- *Acmella alba* (L'Hér.) R. K. Jansen

- *Ageratina articulata* (Sch. Bip. ex Hieron.) R. M. King & H. Rob.

- *Ageratina sternbergiana* (DC.) R. M. King & H. Rob.

- *Baccharis linearifolia* (Lam.) Pers.

- *Chionopappus benthamii* S. F. Blake

- *Encelia canescens* Lam.

- *Erigeron leptorhizon* DC.

- *Ophryosporus galioides* (DC.) R. M. King & H. Rob.

- *Ophryosporus peruvianus* (J. F. Gmel.) R. M. King & H. Rob.

- *Philoglossa peruviana* DC.

- *Philoglossa purpureodisca* H. Rob.

- *Senecio truxillensis* Cabrera

- *Sonchus oleraceus* L.

- *Trixis cacalioides* (Kunth) D. Don

- *Villanova oppositifolia* Lam.

- *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake

- *Wedelia latifolia* DC.

14. BEGONIACEAE (1/2)

- *Begonia geraniifolia* Hook.

- *Begonia octopetala* L'Hér.

15. BIGNONIACEAE

- *Tourrettia lappacea* (L' Hér) Willd. ex L.f.

16. BORAGINACEAE (5/6)

- *Cordia macrocephala* (Desv.) Kunth.

- *Cryptantha parviflora* (Phil.) Reiche

- *Heliotropium angiospermum* Murray

- *Heliotropium arborescens* L.

- *Tiquilia paronychioides* (Phil.) A. T. Richardson

- *Tournefortia microcalyx* (Ruíz & Pav.) I. M. Johnst.

17. CACTACEAE (5/5)

- *Espostoa melanostele* (Vaupel) Borg

-*Loxanthocereus* sp.

- *Melocactus peruvianus* Vaupel

-*Neoraimondia arequipensis* (Meyen) Backeb.

- *Opuntia quitensis* F. A. C. Weber

18. CALCEOLARIACEAE (1/3)

- *Calceolaria angustiflora* Ruiz & Pav.

- *Calceolaria pinnata* L.

- *Calceolaria utricularioides* Benth.

19. CAPPARACEAE (1/2)

- *Capparis crotonoides* (Kunth) Iltis & Cornejo

- *Capparis scabrida* Kunth

20. CARICACEAE (1/1)

- *Carica candicans* A. Gray

21. CARYOPHYLLACEAE

- *Drymaria paposana* Phil.

- *Stellaria cuspidata* Willd. ex Schltdl.

22.CELASTRACEAE (1/1)

- *Maytenus octogona* (L'Hér.) DC.

23. CONVOLVULACEAE (2/4)

- *Cuscuta foetida* Kunth

- *Cuscuta grandiflora* Kunth

- *Ipomoea dubia* Roem. & Schult.

- *Ipomoea dumetorum* Willd. ex Roem. & Schult.

24. CRASSULACEAE (1/1)

- *Crassula connata* (Ruiz & Pav.) A. Berger

25. CUCURBITACEAE (3/3)

- *Apodanthera ferreyrana* Mart. Crov.

- *Cyclanthera mathewsii* Arn. ex A. Gray

- *Sicyos baderoa* Hook. & Arn.

26. EUPHORBIACEAE (2/3)

- *Croton alnifolius* Lam.

- *Euphorbia lasiocarpa* Klotzsch

- *Euphorbia viridis* (Klotzsch & Garcke) Boiss.

27. FABACEAE (=LEGUMINOSAE) (3/3)

- *Acacia huarango* J. F. Macbr.

- *Dalea onobrychis* DC.

- *Parkinsonia praecox* (Ruiz & Pav.) Hawkins.

28. GERANIACEAE (2/2)

- *Erodium malacoides* (L.) L'Hér.

- *Geranium limae* R. Knuth

29. HYDROPHYLLACEAE

- *Nama dichotoma* (Ruiz & Pav.) Choisy

30. HYPERICACEAE

- *Hypericum silenoides* Juss.

30. LAMIACEAE (1/1)

- *Salvia tubiflora* J. E. Sm.

32. LOASACEAE (2/2)

- *Mentzelia scabra* Kunth

- *Nasa chenopodifolia* (Desr.) Weigend

33. MALVACEAE (5/7)

- *Cristaria multifida* Cav.

- *Fuertesimalva pennellii* (Ulbr.) Fryxell

- *Palaua moschata* Cav.

- *Palaua rhombifolia* R. Graham

- *Sida jatrophoides* L' Hér.

- *Urocarpidium chilense* (A. Braum & C. D. Bouché) Krapov.

- *Urocarpidium macrocarpum* Krapov.

34. NYCTAGINACEAE (3/3)

- *Boerhaavia coccinea* Mill.

- *Cryptocarpus pyriformis* Kunth

- *Mirabilis viscosa* Cav.

35. ONAGRACEAE (1/1)

- *Oenothera laciniata* Hill.

36. OROBANCHACEAE (1/1)

- *Castilleja scorzonerifolia* Kunth

37. OXALIDACEAE (1/3)

- *Oxalis lomana* Diels

- *Oxalis megalorrhiza* Jacq.

- *Oxalis pachyrhiza* Wedd.

38. PASSIFLORACEAE (1/1)

- *Passiflora suberosa* L.

39. PIPERACEAE (1/2)

- *Peperomia dolabriformis* Kunth

- *Peperomia galioides* Kunth

40. PLANTAGINACEAE(1/1)

- *Galvezia fruticosa* Gmel.

41. POLYGALACEAE (2/2)

- *Pteromonnina herbacea* (DC.) B. Eriksen

- *Pteromonnina pterocarpa* (Ruiz & Pav.) B. Eriksen

42. POLYGONACEAE (1/1)

- *Coccoloba gracilis* Kunth

43. PORTULACACEAE (2/3)

-*Calandrinia alba* (Ruiz & Pav.) DC.

-*Cistanthe lingulata* (Ruiz & Pav.) Hershk.

-*Cistanthe paniculata* (Ruiz & Pav.) Carolin, Roger Charles ex Hershk.

44. RUBIACEAE (1/1)

-*Galium aparine* L.

45. SAPINDACEAE (1/1)

-*Cardiospermum corindum* L.

46. SCROPHULARIACEAE (1/1)

-*Alonsoa meridionalis* (L. f.) Kuntze

47. SOLANACEAE (9/20)

-*Browallia americana* L.

-*Exodeconus maritimus* (Benth) D'Arcy

-*Exodeconus prostratus* (L'Hér.) Raf.

-*Jaltomata truxillana* S. Leiva & Mione

-*Lycianthes lycioides* (L.) Hassl.

-*Lycium boerhaviifolium* L. f.

-*Lycium stenophyllum* J. Remy

-*Nicandra john-tyleriana* S. Leiva & Pereyra

-*Nicandra physalodes* (L.) Gaertn.

-*Nicotiana paniculata* L.

-*Nolana humifusa* (Gouan) I. M. Johnst.

-*Solanum habrochaetes* S. Knapp & D. M. Spooner

-*Solanum mochiquense* Ochoa

-*Solanum montanum* L.

-*Solanum multifidum* Lam.

- *Solanum peruvianum* L.

-*Solanum phyllanthum* Cav.

-*Solanum pimpinellifolium* L.

-*Solanum radicans* L. f.

-*Solanum tuberiferum* Dunal

48. TROPAEOLACEAE (1/2)

-*Tropaeolum minus* L.

-*Tropaeolum peltophorum* Benth.

49. URTICACEAE (1/1)

-*Parietaria debilis* G. Forst.

50. VALERIANACEAE (2/2)

-*Astrephia chaerophylloides* (Sm.) DC.

-*Valeriana pinnatifida* Ruíz & Pav.

51. VERBENACEAE (1/1)

-*Lantana scabiosaeflora* Kunth

Del total de taxones registrados, se presenta un listado de unas 126 especies que habitan o son consideradas de las regiones andinas, incluídas otras de amplia distribución, las mismas que fueron recolectadas en la Loma del Cerro Campana:

Adiantum subvolubile Kuhn

Polypodium lasiopus Klotzsch

Pteridium aquilinum (L.) Kunth

Furcraea occidentalis Trel.

Puya ferruginea (Ruíz & Pav.) L. B. Sm.

Tillandsia disticha Kunth

Tillandsia latifolia Meyen

Tillandsia multiflora (Benth) A. M. Spencer & L. B. Smith

Tillandsia purpurea Ruíz & Pav.

Tillandsia recurvata (L.) L.

Tillandsia usneoides (L.) L.

Tinantia erecta (Jacq.) Schlecht.

Atriplex rotundifolia Dombey ex Moq.

Aristida adscensionis L.

Avena fatua L.

Avena sterilis L.

Bromus catharticus Vahl

Browallia americana L.

Eragrostis mexicana (Hornem.) Link

Eragrostis nigricans (Kunth) Steud.

Eragrostis peruviana (Jacq.) Trin.

Exodeconus prostratus (L'Hér.) Raf.

Paspalum candidum (Humb. & Bonpl. ex Flüggé) Kunth

Paspalum penicillatum Hook. F.

Paspalum racemosum Lam.

Polypogon interruptus Kunth

Jarava ichu Ruíz & Pav.

Vulpia myuros (L.) C. C. Gmelin

Dicliptera montana Lindau

Dicliptera peruviana (Lam.) Juss.

Justicia carthaginensis Jacq.

Alternanthera albotomentosa Suess.

Alternanthera halimifolia (Lam.) Standl. (Sudamérica y el Caribe)

Chenopodium petiolare Kunth

Bowlesia palmata Ruíz & Pav.

Cyclospermum laciniatum (DC.) Constance

Daucus montanus Humb. & Bonpl. ex Spreng. (Sudamérica)

Matelea aliciae Morillo

Sarcostemma solanoides (Kunth) Decne.

Eremocharis longiramea (H. Wolff) I. M. Johnst.

Acmella alba (L'Hér.) R. K. Jansen

Ageratina articulata (Sch. Bip. ex Hieron.) R. M. King & H. Rob.

Ageratina sternbergiana (DC.) R. M. King & H. Rob.

Baccharis linearifolia (Lam.) Pers.

Chionopappus benthamii S. F. Blake

Encelia canescens Lam.

Erigeron leptorhizon DC.

Ophryosporus galioides (DC.) R. M. King & H. Rob.

Ophryosporus peruvianus (J. F. Gmel.) R. M. King & H. Rob. (Perú y Ecuador)

Philoglossa peruviana DC.

Philoglossa purpureodisca H. Rob.

Senecio truxillensis Cabrera (Sólo en Contumazá)

Sonchus oleraceus L. (Todo América)

Trixis cacalioides (Kunth) D. Don

Villanova oppositifolia Lam.

Verbesina saubinetioides S. F. Blake

Wedelia latifolia DC.

Begonia geraniifolia Hook.

Begonia octopetala L'Hér.

Tourrettia lappacea (L' Hér) Willd. ex L. f.

Cordia macrocephala (Desv.) Kunth.

Cryptantha parviflora (Phil.) Reiche

Heliotropium angiospermum Murray

Heliotropium arborescens L.

Tiquilia paronychioides (Phil.) A. T. Richardson

Tournefortia microcalyx (Ruiz & Pav.) I. M. Johnst.

Haageocereus decumbens (Vaupel) Backeb.

Calceolaria pinnata L.

Calceolaria utricularioides Benth

Drymaria paposana Phil.

Chenopodium petiolare Kunth

Ipomoea dubia Roem. & Schult.

Ipomoea dumetorum Willd. ex Roem. & Schult.

Crassula connata (Ruiz & Pav.) A. Berger

Apodanthera ferreyrana Mart. Crov.

Cyclanthera mathewsii Arn. ex A.Gray

Sicyos baderoa Hook. & Arn.

Croton alnifolius Lam.

Acacia huarango J. F. Macbr.

Dalea onobrychis DC.

Parkinsonia praecox (Ruiz & Pav.) Hawkins.

Erodium malacoides (L.) Will.

Geranium limae R. Knuth

Nama dichotoma (Ruíz & Pav.) Choisy

Hypericum silenoides Juss.

Salvia tubiflora J. E. Sm

Mentzelia scabra Kunth

Fuertesimalva pennellii (Ulbr.) Fryxell

Nasa chenopodifolia (Desr.) Weigend

Boerhaavia coccinea Mill.

Cryptocarpus pyriformis Kunth

Mirabilis viscosa Cav.

Oenothera laciniata Hill.

Castilleja scorzonerifolia Kunth

Oxalis megalorrhiza Jacq.

Oxalis pachyrhiza Wedd.

Peperomia dolabriformis Kunth

Peperomia galioides Kunth

Pteromonnina herbacea (DC.) B. Eriksen

Pteromonnina pterocarpa (Ruiz & Pav.) B. Eriksen

Coccoloba gracilis Kunth

Calandrinia alba (Ruiz & Pav.) DC.

Cistanthe lingulata (Ruiz & Pav.) Hershk.

Cistanhe paniculata (Ruiz & Pav.) Carolin, Roger Charles ex Hershk.

Galium aparine L.

Cardiospermum corindum L.

Alonsoa meridionalis (L. f.) Kuntze

Lycianthes lycioides (L.) Hassl.

Lycium boerhaviifolium L. f.

Lycium stenophyllum J. Remy

Neoraimondia arequipensis (Meyen) Backeb.

Nicandra john-tyleriana S. Leiva & Pereyra

Nicandra physalodes (L.) Gaertn.

Nicotiana paniculata L.

Solanum habrochaetes S. Knapp & D. M. Spooner

Solanum mochiquense Ochoa

Solanum montanum L.

Solanum multifidum Lam.

Solanum peruvianum L.

Solanum phyllanthum Cav.

Solanum pimpinellifolium L.

Solanum radicans L. f.

Solanum tuberiferum Dunal

Parietaria debilis G. Forst.

Astrephia chaerophylloides (Sm.) DC.

Valeriana pinnatifida Ruiz & Pav.

Lantana scabiosaeflora Kunth

Finalmente, se determinaron unas 17 especies que sólo son considerados taxones que habitan en las lomas, y esta vez en Loma del Cerro Campana, las que se indican a continuación:

Pelexia matucanensis (Kraenzl.) Schlter.

Erigeron leptorhizon DC.

Fuertesimalva pennellii (Ulbr.) Fryxell

Palaua moschata Cav.

Palaua rhombifolia R. Graham

Calandrinia alba (Ruiz & Pav.) DC.

Cistanthe lingulata (Ruíz & Pav.) Hershk.

Cistanhe paniculata (Ruiz & Pav.) Hershkovitz

Exodeconus maritimus (Benth) D'Arcy

Jaltomata truxillana S. Leiva & Mione

Nolana humifusa (Gouan) I. M. Johnst.

Solanum mochiquense Ochoa

Solanum montanum L.

Solanum multifidum Lam.

Solanum phyllanthum Cav.

Solanum pimpinellifolium L.

Solanum tuberiferum Dunal

Discusión

La mayor riqueza citada corresponde a las especies que habitan o son consideradas de las regiones andinas (unas 126 taxones), incluídas asimismo, otras de amplia distribución.

La riqueza de especies recolectadas en este estudio, concuerda con los resultados encontrados en poblaciones naturales de otras lomas como son las Lomas de Mongón (Dpto. Ancash), Lomas de Lachay (Dpto. Lima) y Lomas de Atiquipa (Dpto. Arequipa), entre las más relevantes. Durante este trabajo, no se han encontrado especies nuevas para la ciencia, pero, un porcentaje considerable corresponden a especies exóticas de origen euroasiático ampliamente difundidas en todo el mundo.

En relación a los taxones considerados netamente andinos, llama la atención la presencia de *Chionopappus benthamii* S. F. Blake, *Senecio truxillensis* Cabrera (sólo en Contumazá, 2300 m), *Sonchus oleraceus* L. (todo América), *Trixis cacalioides* (Kunth) D. Don (Asteraceae), *Calceolaria pinnata* L. (Calceolariaceae), *Carica candicans* A. Gray (Caricaceae), *Furcraea occidentalis* Trel. (Asparagaceae), *Tillandsia multiflora* (Benth) A. M. Spencer & L. B. Smith (Bromeliaceae), *Jarava ichu* Ruíz & Pav. (Poaceae), entre otras, en la Loma del Cerro Campana, lo que amplía su distribución fitogeográfica hacia la costa.

Agradecimientos

Nuestro agradecimiento a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo-Perú, por las facilidades brindadas para la realización de las recolecciones de campo. Asimismo, nuestro reconocimiento a los curadores y administradores de colecciones de todos los Herbarios visitados, entre los que mencionamos a: CUZ, F, HAO, HUSA, PRG, USM. Por último, pero no ciertamente menos importante, agradecemos a los muchos expertos en taxonomía que proporcionaron las determinaciones en las últimas décadas. Decenas de científicos han ayudado con las identificaciones, pero el Dr. Michael

O. Dillon, del Field Museum, Chicago, U.S.A. merece una mención especial por sus esfuerzos identificando y realizando colecciones, a quien agradecemos. Los autores aceptan todas y cada uno de los errores, omisiones o usos indebidos de los nombres en las listas.

Literatura citada

Anderson , E. F. 2001 . The cactus family. Timber Press, Portland, Oregon, USA.

Barthlott , W. & D. R. Hunt . 1993 . Cactaceae. In K. Kubitzki [ed.], The families and genera of vascular plants. Springer-Verlag, New York, New York, USA.

Beresford-Jones, D. G. 2004. Chapter 3. The Genus *Prosopis* on the South Coast. Pp. 45-120. *In*: Pre-Hispanic *Prosopis*-Human Relationships on the South Coast of Peru: Riparian Forests in the Context of Environmental and Cultural Trajectories of the Lower Ica Valley. PhD Dissertation, Magdalene College, University of Cambridge, UK.

Brako, L. & J. L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the flowering plants & gymnosperms of Peru. (Monographs in Systematic Botany Vol. 45.) Missouri Botanical Garden, St. Louis, MO. 1286 pp.

Briceño, J . 1997. Reporte de evidencias Paijanenses en la Loma de Cerro Campana , Valle de Moche. En: Revista del Museo de Arqueología, Antropología e Historia N| 7. UNT. Trujillo

Dillon, M. O. 1985. The Botanical Response of the Andean Desert *Lomas* Formations to the 1982-83 El-Niño Event. Abstract Amer. J.Bot. 72: 950.

Dillon, M. O. 1989. Origins and diversity of the lomas formations in the Atacama and Peruvian Deserts of western South America. Abstract Amer. J. Bot. 76 (6): 950. 212.

Dillon, M. O. 1994. Andean Botanical Information System/Sistema de Información Botánica Andina. URL:

http:/www.sacha.org/, accessed 18 November 2010

Dillon, M. O. 1997. Lomas Formations-Peru, pp. 519--527. In: S. D Davis, V. H. Heywood, O. Herrera-McBryde, J. Villa-Lobos and A. C. Hamilton (eds.), Centres of Plant Diversity, A Guide and Strategy for their Conservation. WWF, Information Press, Oxford, U.K.

Dillon, M. O. 2005. Solanaceae of the Lomas formations of Coastal Peru and Chile. Pp. 131--155 In: Hollowell, V., Keating, T., Lewis, W. & Croat, T. (eds.), - A Festschrift for William G. D'Arcy: The Legacy of a Taxonomist-. Monogr. Syst. Bot. Ann. Missouri Bot. Gard. 104.

Dillon, M. O. 2011. Flora of the Lomas Formations.

URL: http://emuweb.fieldmuseum.org/botany/search_lomas.php, accessed 1 Jan 2011.

Dillon, M. O. & P. W. Rundel. 1990. The botanical response of the Atacama and Peruvian Desert Flora to the 1982-83 El Niño event. Pp. 487-504. In: P. W. Glynn (ed.), Global Ecological Consequences of the 1982-83 El Niño- Southern Oscillation, Elsevier Science Publishers, New York.

Dillon, M. O. ; S. Leiva & V. Quipuscoa. 2007. Five new species of *Nolana* (Solanaceae-Nolaneae) from Peru and notes on the classification for additional taxa. Arnaldoa 14: 171-190.

Dillon, M. O.; T. Tu; A. Soejima; T. Yi; Z. Nie; A. Tye & J. Wen. 2007. Phylogeny of *Nolana* (Nolaneae, Solanoideae, Solanaceae) as inferred from granule-bound starch synthase I (GBSSI) sequences. Taxon 56: 1000-1012.

Dillon, M. O.; T. Tu; L. Xie; V. Quipuscoa & J. Wen. 2009. Biogeographic diversification in *Nolana* (Solanaceae), a ubiquitous member of the Atacama and Peruvian Deserts along the western coast of South America. Journal of Systematics & Evolution, 47 (5): 457-476.

Dillon, M. O.; S. Leiva; M. Zapata; P. Lezama & V. Quipuscoa. 2011. Floristic Checklist of the Peruvian *Lomas* Formations. Arnaldoa 18 (1): 07-32.

Dillon, M. O.; T. Tu; L. Xie; V. Quipuscoa & J. Wen. 2009. Biogeographic diversification in *Nolana* (Solanaceae), a ubiquitous member of the Atacama and Peruvian Deserts along the western coast of South America. Journal of Systematics & Evolution, 47(5): 457-476.

Duncan, T. & M. O. Dillon 1991. Numerical analysis of the floristic relationships of the *lomas* of Peru and Chile. Abstr. Abstract Amer. J. Bot. 78: 183.

Elisens, W. J. 1992. Genetic divergence in *Galvezia* (Scrophulariaceae): evolutionary and biogeographic relationships among South American and Galápagos species. American Journal of Botany 79: 198-206

Ferreyra, R. 1953. Comunidades des vegetales de algunas lomas costaneras del Perú. Estac. Exp. Agricola -La Molina, Bol. 53: 1-88.

Ferreyra, R. 1961. Las Lomas Costaneras del extremo

sur del Perú. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica, 9:87-120.

Ferreyra, R. 1983. Los tipos de vegetación de la costa peruana. Anales Jard. Bot. Madrid 40 (1): 241-256.

Franco, R. 2012. El Apu Campana, la montaña sagrada Moche. En Pueblo Continente. Volumen 23 N° 2. UPAO. Trujillo

Fryxell, P. A. 1996. *Fuertesimalva*, a new genus of neotropical Malvaceae. Sida 17 (1): 69–76.

Galán de Mera, A.; J. A. Vicente-Orellana; J. A. Lucas García & A. Probanza Lobo. 1997. Phytogeographical sectoring of the Peruvian coast. Global Ecol. Biogeogr. Lett. 6: 349-367. Gengler-

Gálvez, C. 2004. El precerámico temprano en la costa norte del Perú. En: Desarrollo Arqueológico Costa Norte del Perú Tomo I. Edit. Valle Alvarez. Trujillo.

Gómez-Sosa, E. 1986. *Astragalus neobarnebyanus* (Leguminosae): A New Species from Peru. Brittonia 38 (4): 427- 429.

Goodspeed, T. H. 1961 [1941]. Plant Hunting In The Andes. Berkeley: University of California Press, 429 pp.

Huertas, M. L.; J. V. Schneider & G. Zizka. 2007. Phylogenetic Analysis of *Palaua* (Malveae, Malvaceae) based on Plastid and Nuclear Sequences. Sys. Bot. 32: 157-165.

Hunt , D.; N. P. Taylor & G. Charles . 2006 . The new cactus lexicon. dh Books, Milborne Port, UK

Jiménez, P.; F. Villasante; C. Talavera; L. Villegas; E. Huaman & A. Ortega. 1998. Southern Peru Loma's Flora. Pp. 409-411. *In*: Schemenauer, R. (ed). Proceedings of the First International Conference on Fog and Fog Collection, 19-24 July 1998, Vancouver, Canada. pp. 492.

Jiménez, P. M.; C. Talavera; L. Villegas; F. Villasante; A. Ortega & M. Jiménez. 2004. BI035. Atiquipa: Isla de Biodiversidad en el Desierto Costero Perúano. II Congreso Internacional de Científicos Peruanos, Lima. Abstract p. 42.

Krapovickas, A. 1996. Sinopsis del género *Gaya* (Malvaceae). Bonplandia 9 (1-2): 57-88.

Lanning, E. P. 1965. Early Man in Peru. Scientific American, 213: 68-76.

León, B.; A. Cano & K. R. Young. 2002. Los helechos de las lomas costeras del Perú / Ferns of the fog vegetation of coastal Peru. Arnaldoa 9 (2): 7-41.

Leiva, S.; M. Zapata; G. Gayoso; P. Lezama; V. Quipuscoa & M. O. Dillon. 2008. Diversidad florística de la Loma Mongón, Provincia Casma, Departamento Ancash, Perú - Floristic diversity of Loma Mongon, Casma Province, Ancash Department, Peru. Arnaldoa 15 (1): 45-62.

Leiva, S.; T. Mione & L. Yacher.. 2008. Dos nuevas especies de *Jaltomata Schelectendal* (Solanaceae) del Norte del Perú. Arnaldoa 15 (2): 185-196.

Luebert, F. & J. Wen. 2008. Phylogenetic Analysis and Evolutionary Diversification of *Heliotropium* Sect. *Cochranea* (Heliotropiaceae) in the Atacama Desert. Systematic Botany 33: 390–402.

Masuzawa, T. 1986. Structure of *Tillandsia* lomas community in Peru coast. *In*: Taxonomic and ecological studies on the lomas vegetation in the Pacific coast of Peru, 79-88. Geographical Reports of Tokyo Metropolitan University. Tokyo. No. 19.

Mione, T.; S. Leiva & L.Yacher. 2000. Three new species of *Jaltomata* (Solanaceae) from Ancash, Peru. Novon 10: 53-59.

Moore, M. J. & R. K. Jansen. 2006. Molecular evidence for the age, origin, and evolutionary history of the American desert plant genus *Tiquilia* (Boraginaceae) Molecular Phylogenetics and Evolution. 39: 668-687.

Nowak, K. M. 2002. Reconstruction of the biogeographical history of Malesherbiaceae. Botanical review 68 (1): 171–188.

Ohga, N. 1986. Dynamics of the buried seed population in soil, and the mechanisms of maintenance of the herbaceous Lomas vegetation in the coastal desert of central Peru, 53-78.

Ohga, N. 1991. Distribution Patterns of Buried Seeds in the Herbaceous *Lomas* Community over the Entire Plateau on Loma Ancon in the Coastal Desert of Central Peru. Journal of Arid Land Studies 1: 41-51.

Ohga, N. 1992. Buried seed population in the herbaceous *lomas* on Loma Ancon in the coastal desert of central Peru. Ecological Research 7: 341-353.

Oka, S. & H. Ogawa. 1984. The distribution of lomas vegetation and its climatic environments along the pacific coast of Perú, 113-125. *In*: Geographical Reports of Tokyo Metropolitan University. Tokyo. No. 19.

Olmstead, R. G; C. W. Depamphilis; A. D. Wolfe; N. D. Young; W. J. Elisons & P. A. Reeves. 2003. Disintegration of the Scrophulariaceae. Amer. J. Bot. 88 (2): 348–361.

Ono, M. 1982. A Preliminary Report of Taxonomic and Ecological Studies on the Lomas Vegetation in the Pacific Coast of Peru, 1-80. *In:* M. Ono (ed.). Makino Herbarium. Tokyo Metropolitan University. Ono, M. 1986. Taxonomic and Ecological Studies on the Lomas Vegetation in the Pacific Coast of Peru. Pp. 1-88 *in:* M. Ono (ed.). Makino Herbarium. Tokyo Metropolitan University.

Péfaur, J. E. 1982. Dynamics of plant communities in the *Lomas* of Southern Peru. Vegetatio 49: 163 - 171.

Pinto, R. & F. Luebert. 2009. Datos sobre la flora vascular del desierto costero de Arica y Tarapacá, Chile, y sus relaciones fitogeográficas con el sur de Perú. Gayana Botánica 66: 28–49.

Price, R. A. 1996. Systematics of the Gnetales: a review of morphological and molecular evidence. International Journal of Plant Sciences 157(6) Supp: Biology and Evolution of Gnetales: S40-S49. Raimondi, A. 1929. El Perú; itinerario de viajes (versión literal de las libretas originales) Lima. Imprenta Torres Aguirre.

Robinson, H. & A. J. Moore. 2004. New species and new combinations in *Rhysolepis* (Heliantheae: Asteraceae) Proc. Biol. Soc. Wash. 117 (3): 423-446.

Ruíz, H. & J. Pavón. 1799. Flora Peruviana, et Chilensis, sive descriptiones, et icones Plantarum Peruvianarum, et Chilensium, secundum systema Linnaeanum digestae, cum characteribus plurium generum evulgatorum reformatis. v. 2: 6-8, plates CXII, CXIII.

Rundel, P. W.; M. O. Dillon; H. A. Mooney; S. L. Gulmon & J. R. Ehleringer. 1991. The phytogeography and ecology of the coastal Atacama and Peruvian Deserts. Aliso 13: 1-50.

Rundel, P. & M. O. Dillon. 1998. Ecological patterns in the Bromeliaceae of the *lomas* formations of Coastal Chile and Peru. Plant Syst. Evo. 212: 261-278.

Rundel, P. W.; P. E. Villagra; M. O. Dillon; S. Roig-Juñent & G. Debandi. 2007. Chapter 11. Arid and semi-arid ecosystems. Pp. 158-183. *In*: Veblen, T. T., K. R. Young & A. R. Orme (eds.) The Physical Geography of South America, Oxford University Press: Oxford, UK, 368 pp.

Sagástegui, A.; J. Mostacero & S. López. 1988. Fitoecología del Cerro Campana. Bol. Soc. Bot. La Libertad 14: 1-47.

Simpson, B. B.; J. A. Tate & A. Weeks. 2005. The biogeography of *Hoffmannseggia* (Leguminosae, Caesalpinioideae, Caesalpinieae): a tale of many travels. Journal of Biogeography, 32: 15–27.

Steele, A. R. 1982. Flowers for the King: The expedition of Ruiz and Pavon and the Flora of Peru.

Thiers, B. 2013. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

Toshihara, K. 2004. El periodo formativo en el valle Chicama. En Desarrollo Arqueológico Costa Norte del Perú. Tomo I. Edit. Por Luis Valle Alvares. Trujillo.

Tryon, R. 1960. The Ecology of Peruvian Ferns American Fern Journal 50 (1); 46-55.

Valle, L.; R. Terrones *& y* Otros. 1998. Estudio de un camino ceremonial Chimú en Pampa La Esperanza, Valle de Moche. En SIAN. Revista Arqueológica. Edición 5. Trujillo

Vermeij, G. J. 1990. An ecological crisis in an evolutionary context: El Niño in the eastern Pacific. Pp. 505–517. *In:* P.W. Glynn (ed.), Global Ecological Consequences of the 1982–83 El Niño- Southern Oscillation. Amsterdam: Elsevier.

Weberbauer. A. 1945. El Mundo Vegetal de los Andes Peruanos. Estudio Fitogeográfico. Estación Experimental Agrícola de La Molina. Ministerio de Agricultura, Lima. 776 pp.

Zevallos, J. 1992.Los cacicazgos de Trujillo. Trujillo, 1992, Pág. 59.

Anexo

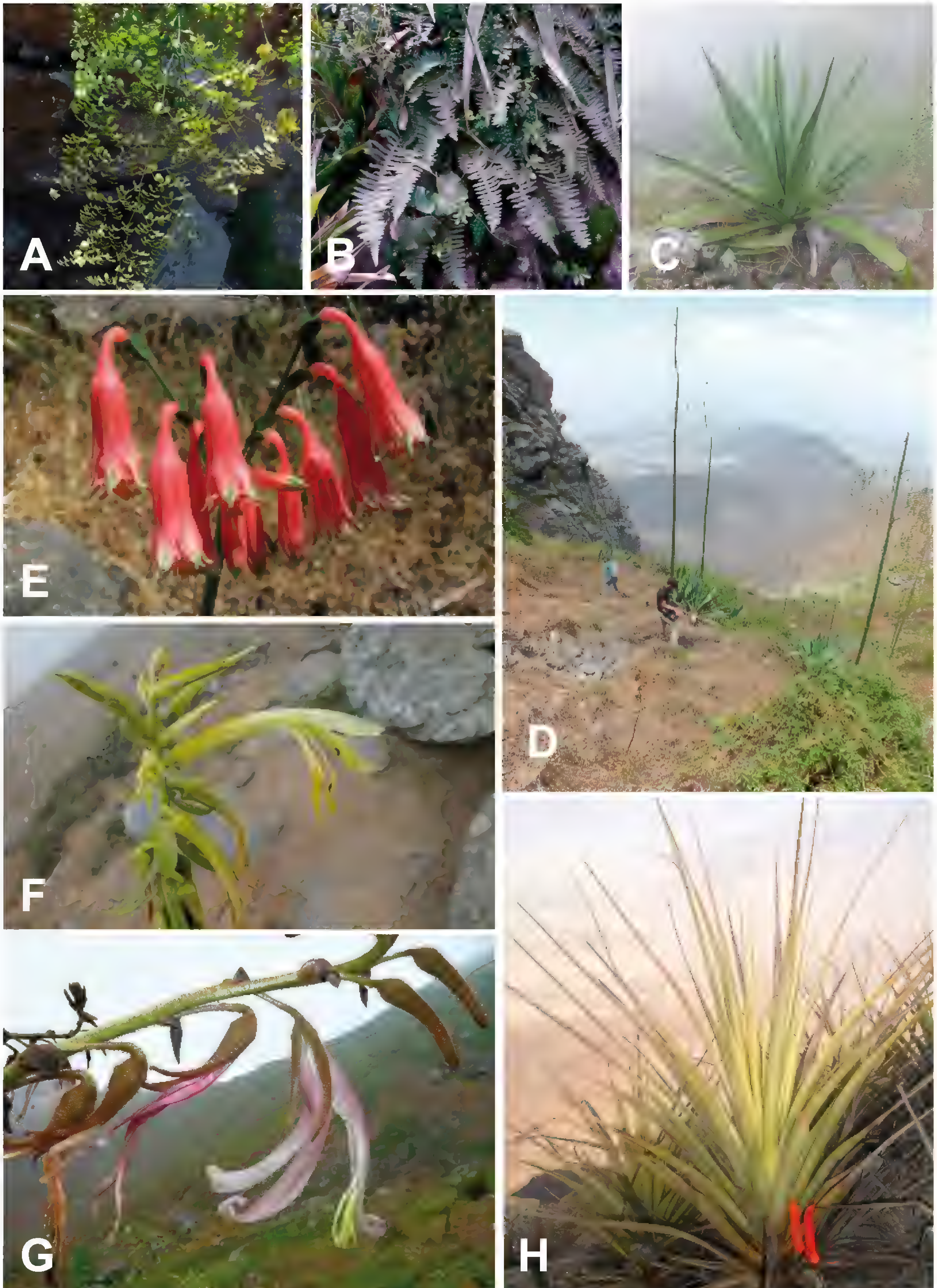


Fig. 1. A. *Adiantum subvolubile*; B. *Polypodium lasiopus*; C-D. *Furcraea occidentalis*; E. *Stenomesson flavum*; F. *Pitcairnia lopezii*; G. *Puya ferruginea*; H. *Tillandsia disticha*.

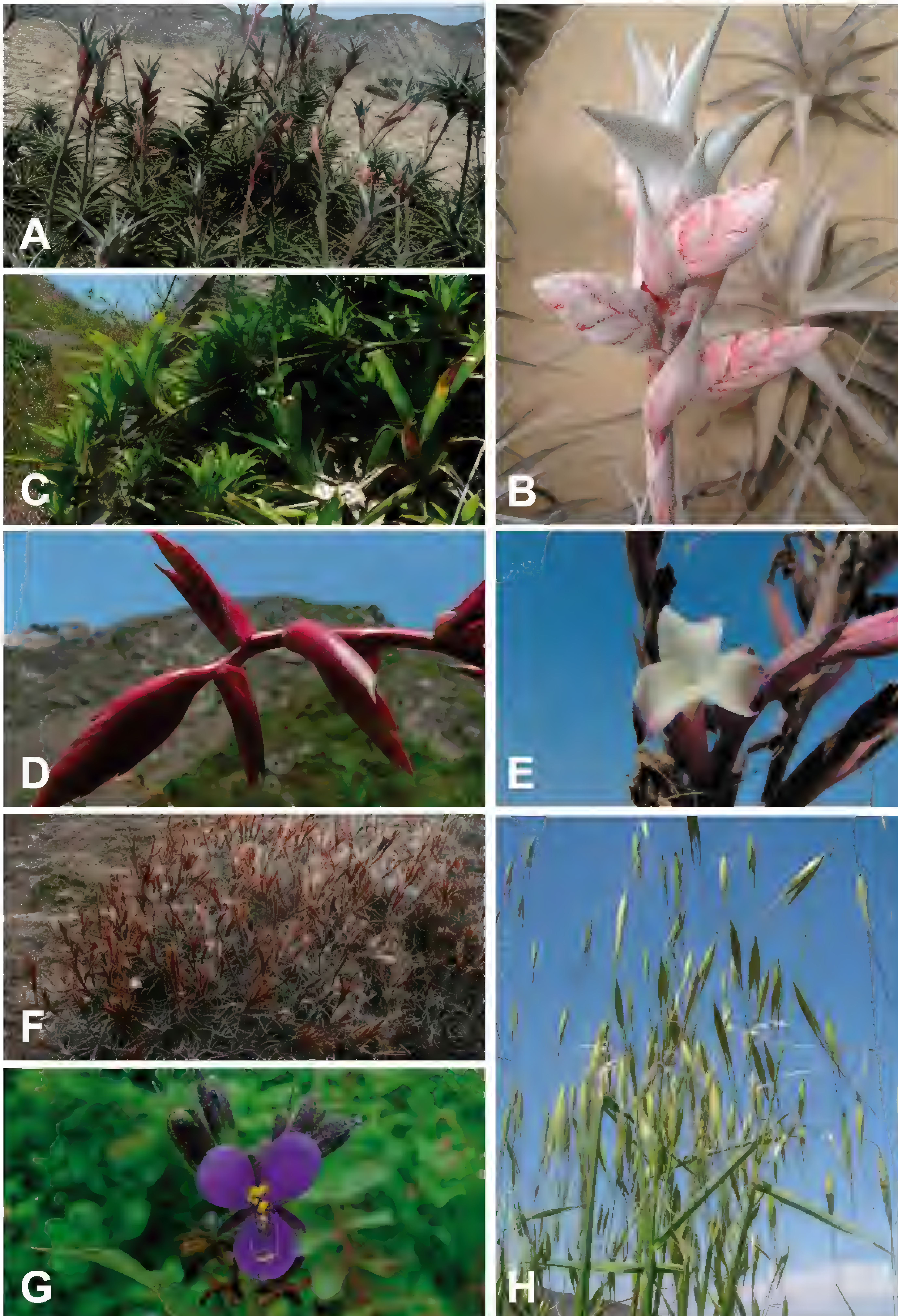


Fig. 2. A-B. *Tillandsia latifolia*; C-D. *Tillandsia multiflora*; E. *Tillandsia purpurea*; F. *Tillandsia recurvata*; G. *Tinantia erecta*; H. *Avena fatua*.

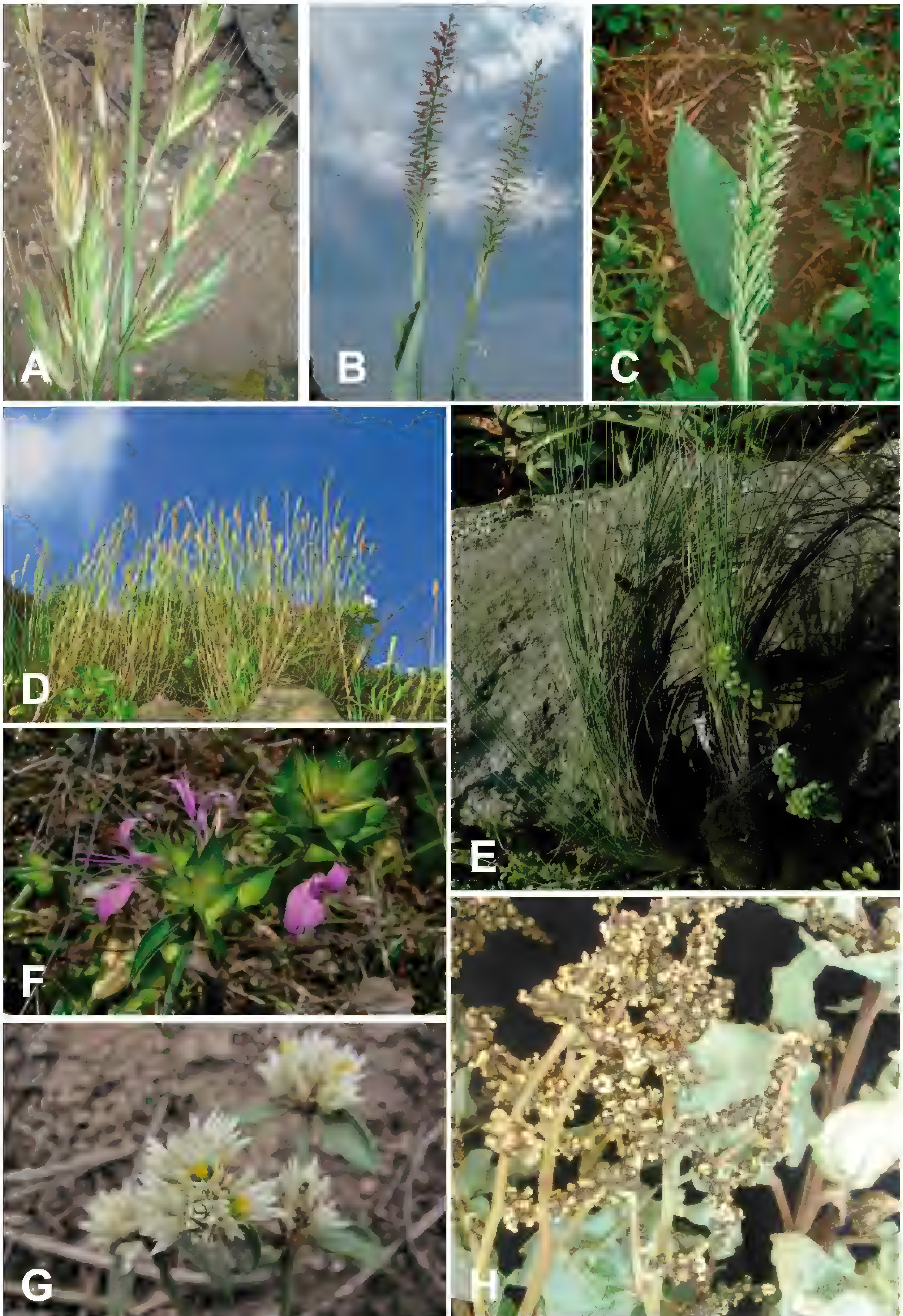


Fig. 3. A. *Bromus catharticus*; B-C. *Paspalum racemosum;* D. *Polypogon interrupus*; E. *Jarava ichu*; F. *Dicliptera peruviana*; G. *Alternanthera halimifolia*; H. *Atriplex rotundifolia*.

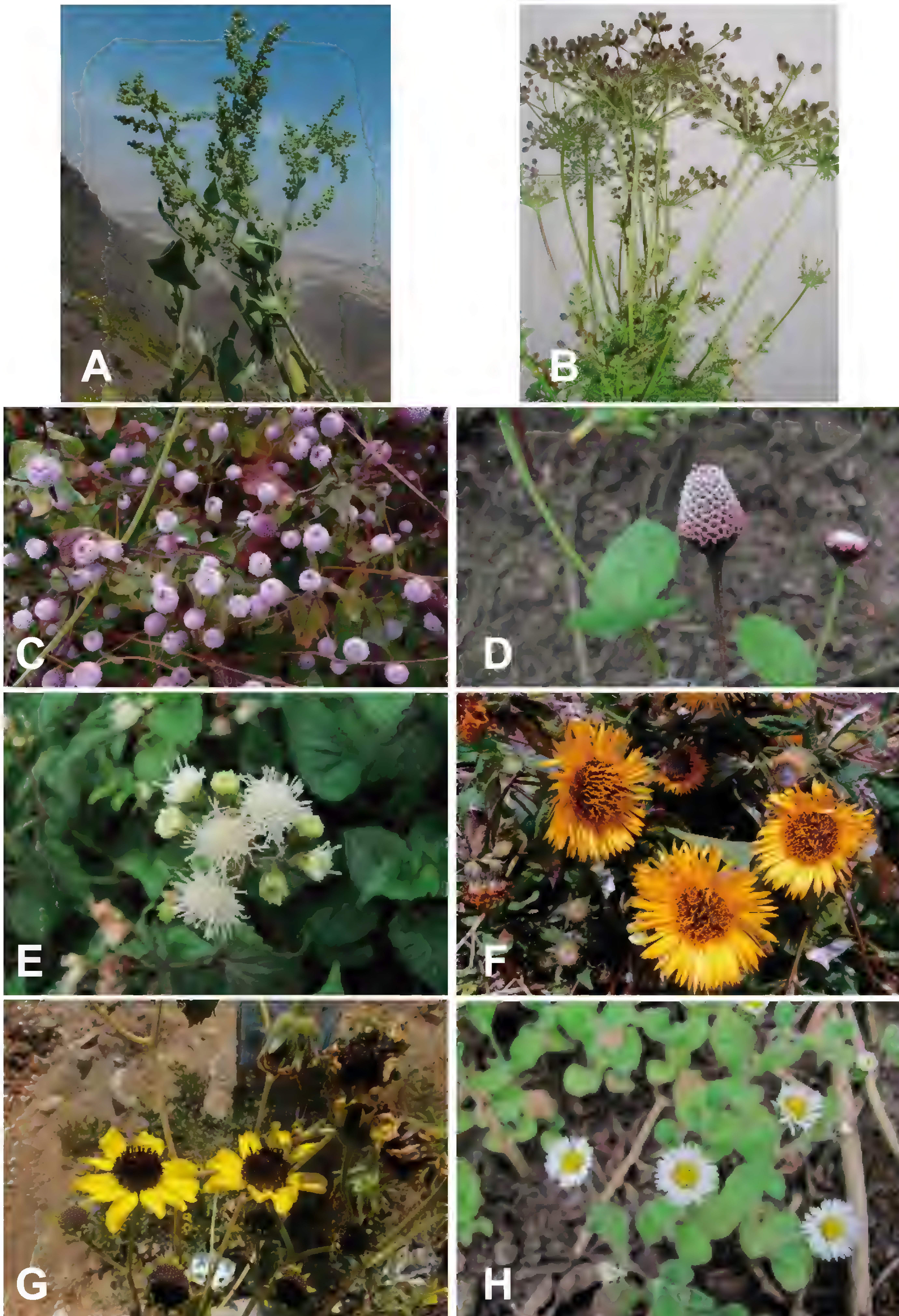


Fig. 3. A. *Chenopodium petiolare*; B. *Daucus montanus*; C-D. *Acmella alba*; E. *Ageratina articulata*; F. *Chionopappus benthamii*; G. *Encelia canescens*; H. *Erigeron leptorhizon*.

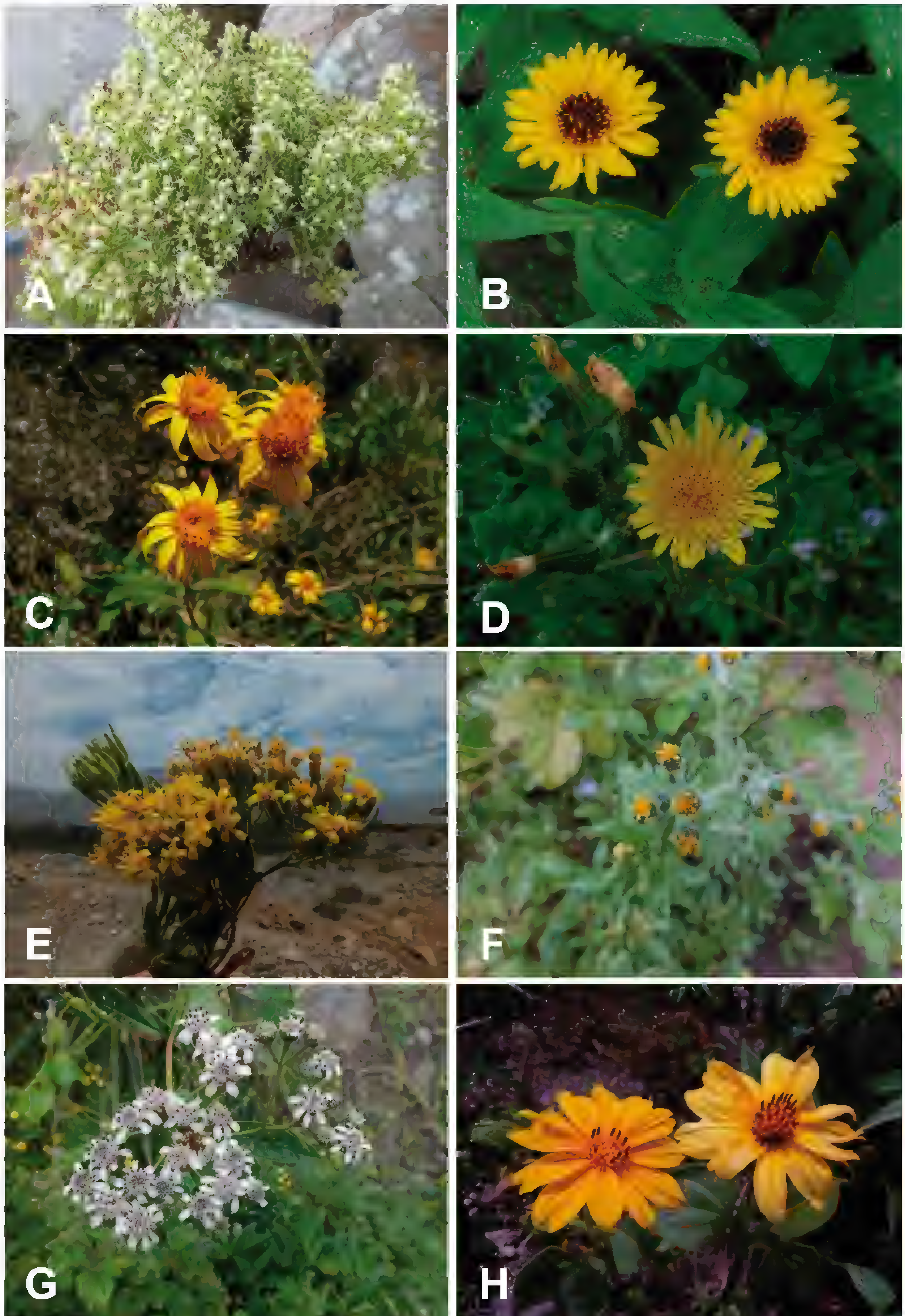


Fig. 4. A. *Ophryosporus peruvianus*; B. *Philoglossa purpureodisca*; C. *Senecio truxillensis*; D. *Sonchus oleraceus*; E. *Trixis cacalioides*; F. *Villanova oppositifolia*; G. *Verbesina saubinetioides*; H. *Wedelia latifolia*.

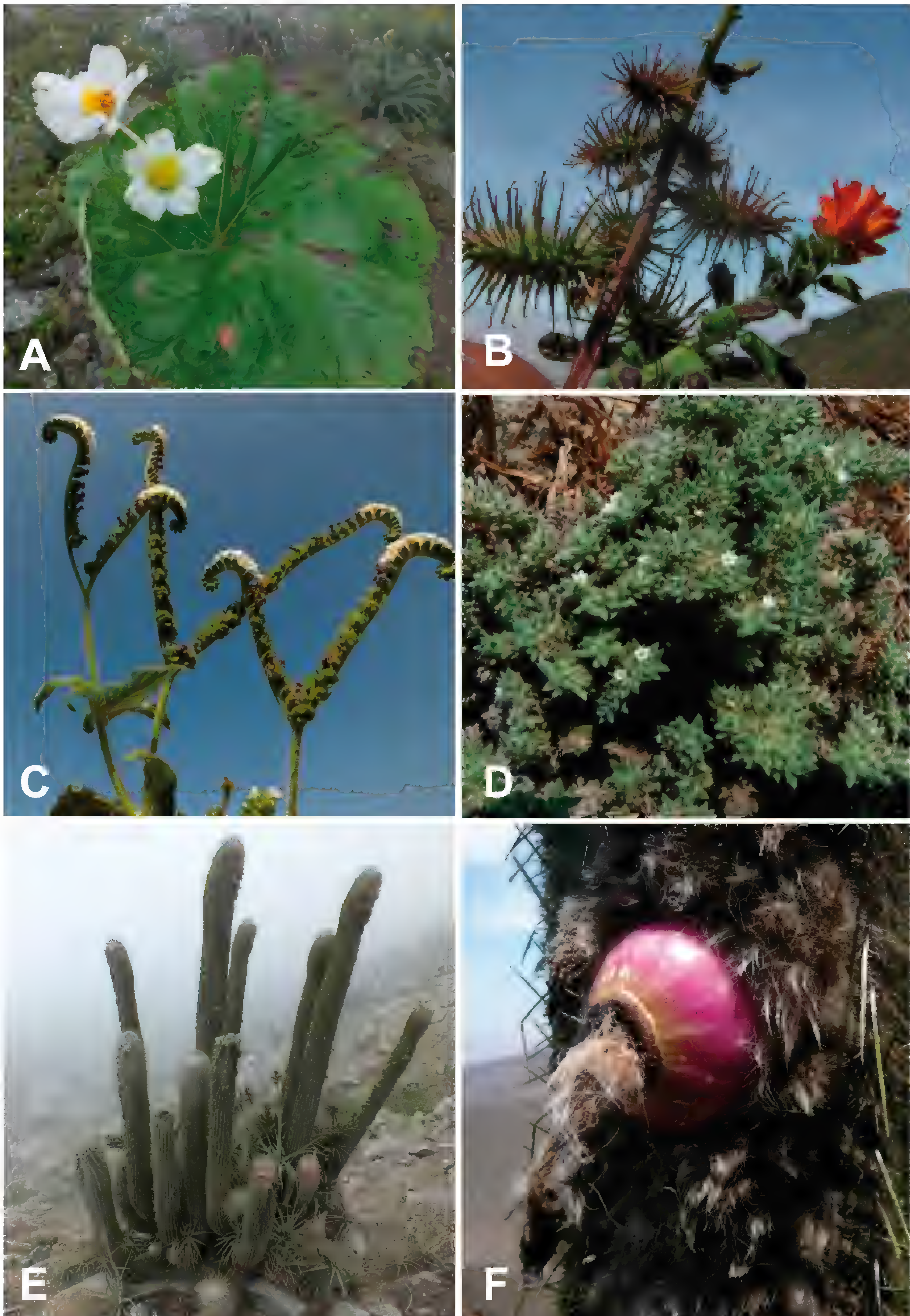


Fig. 5. A. *Begonia octopetala*; B. *Tourrettia lappacea*; C. *Heliotropium angiospermum*; D. *Tiquilia paronychioides*; E-F. *Espostoa melanostele*.

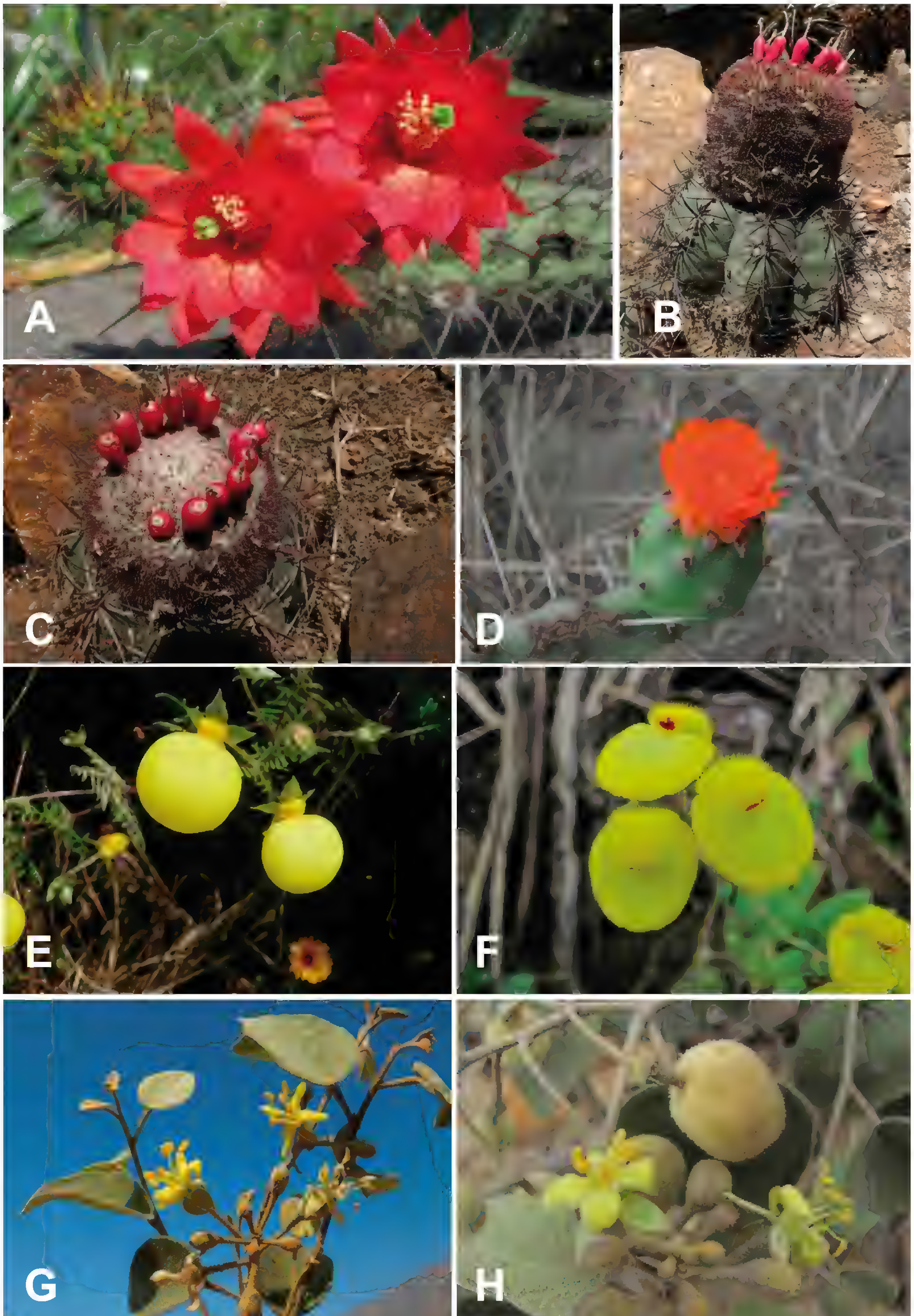


Fig. 5. A. *Loxanthocereus* sp.; B-C. *Melocactus peruvianus*; D. *Opuntia quitensis*; E. *Calceolaria pinnata*; F. *Calceolaria utricularioides*; G-H. *Capparis crotonoides*.

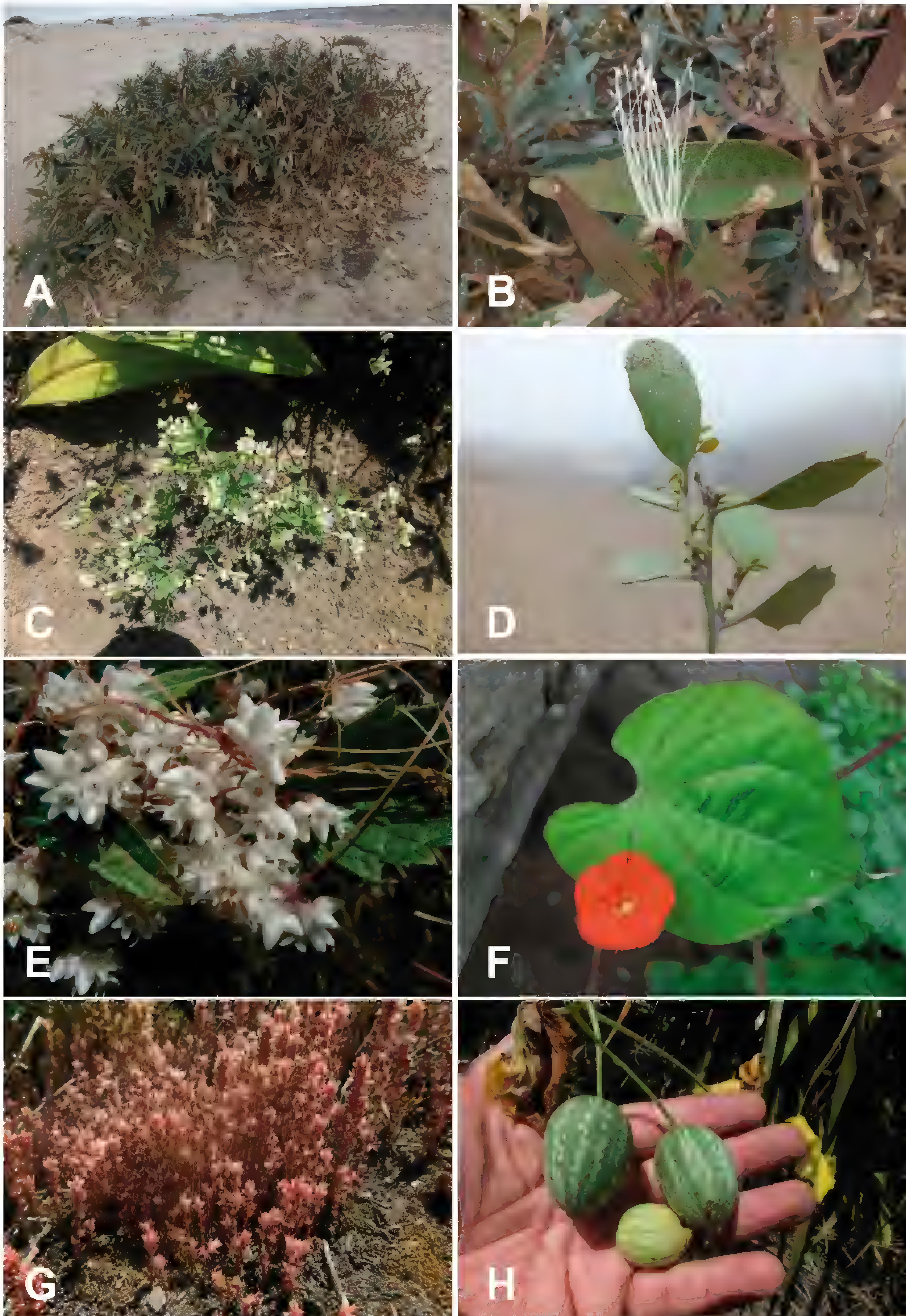


Fig. 7. A-B. *Capparis scabrida*; C. *Drymaria paposana*; D. *Maytenus octogona*; E. *Cuscuta foetida*; F. *Ipomoea dubia*; G. *Crassula connata*; H. *Apodanthera ferreyrana*.

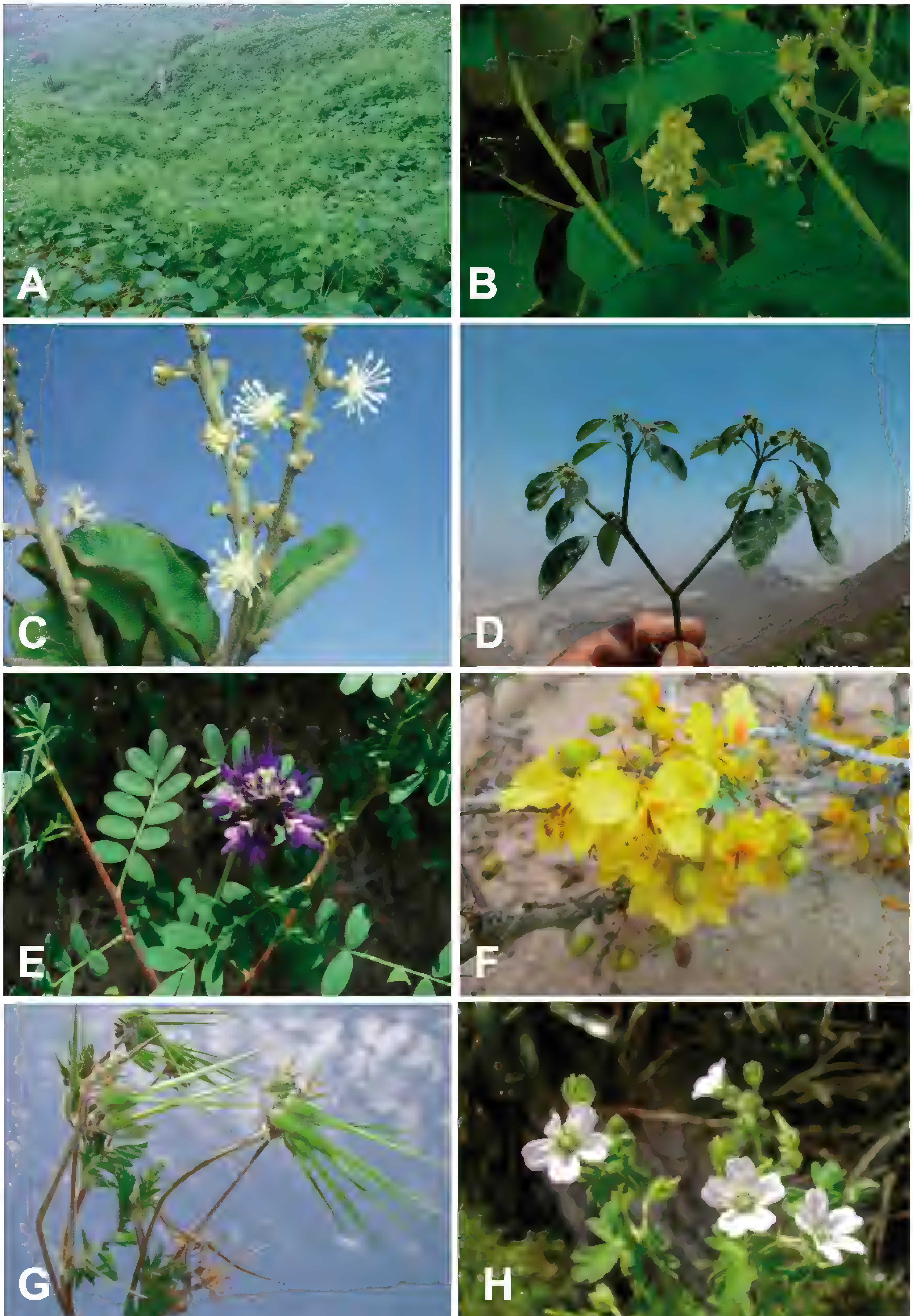


Fig. 8. A-B. *Sicyos baderoa*; C. *Croton alnifolius*; D. *Euphorbia lasiocarpa*; E. *Dalea onobrychis*; F. *Parkinsonia praecox*; G. *Erodium malacoides*; H. *Geranium limae*.

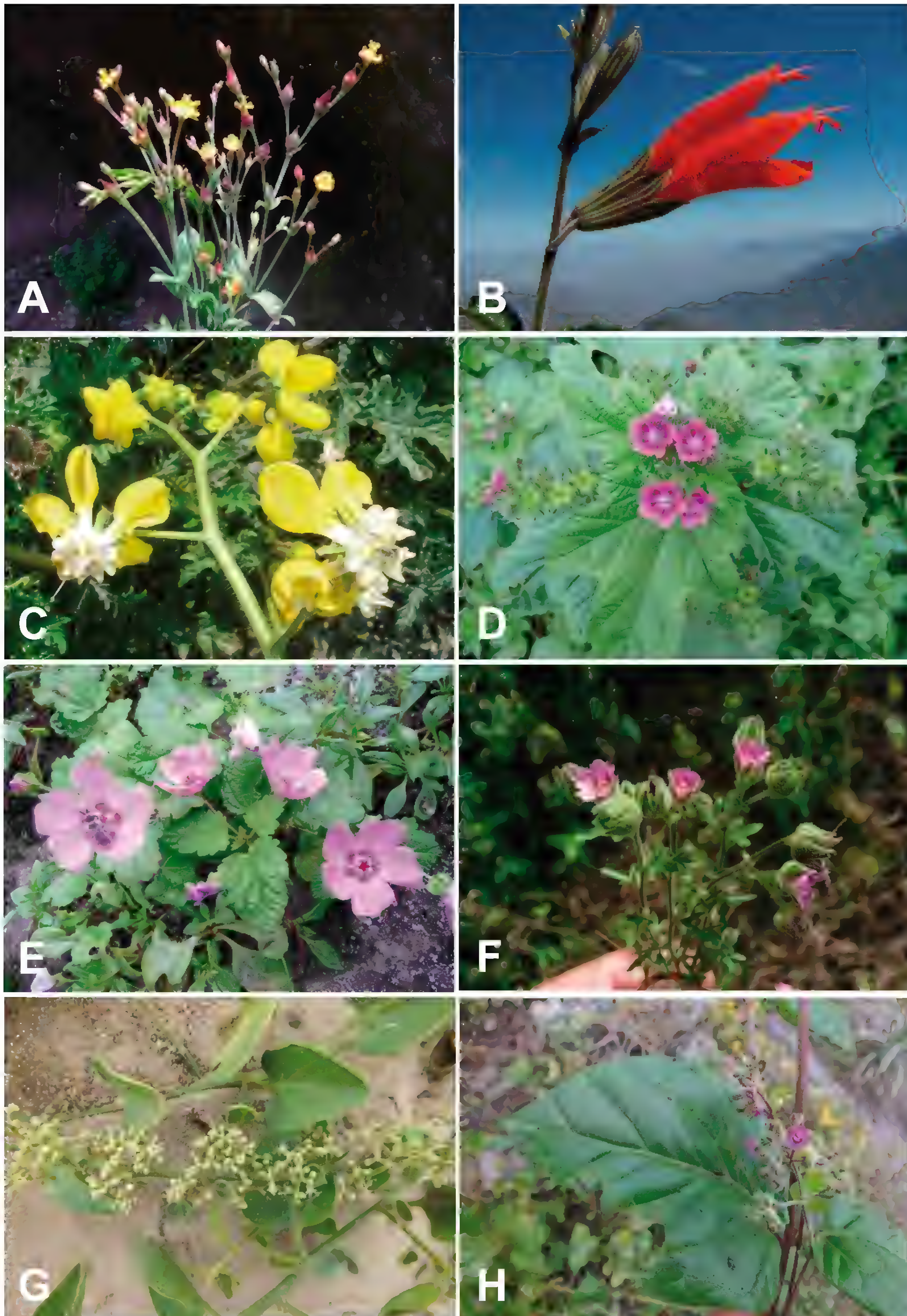


Fig. 9. A. *Hypericum silenoides*; B. *Salvia tubiflora*; C. *Mentzelia scabra*; D. *Fuertesimalva pennelii*; E. *Palaua moschata*; F. *Sida jatrophoides*; G. *Cryptocarpus pyriformis;* H. *Mirabilis viscosa.*

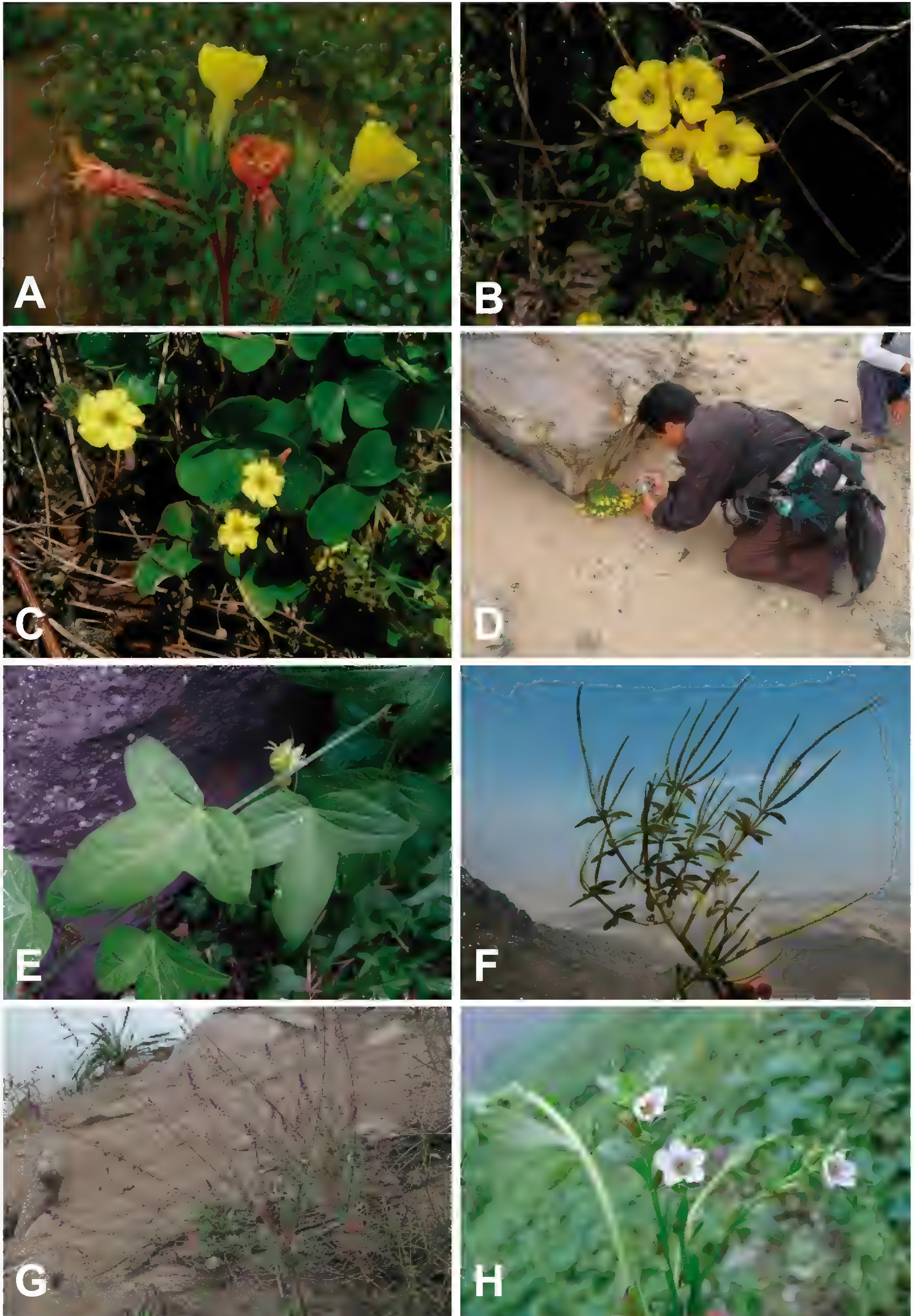


Fig. 10. A. *Oenothera laciniata*; B-C. *Oxalis megalorrhiza*; D. *Oxalis megalorrhiza* y Victor Quipuscoa; E. *Passiflora suberosa*; F. *Peperomia galioides*; G. *Pteromonnina herbacea*; H. *Calandrinia alba.*

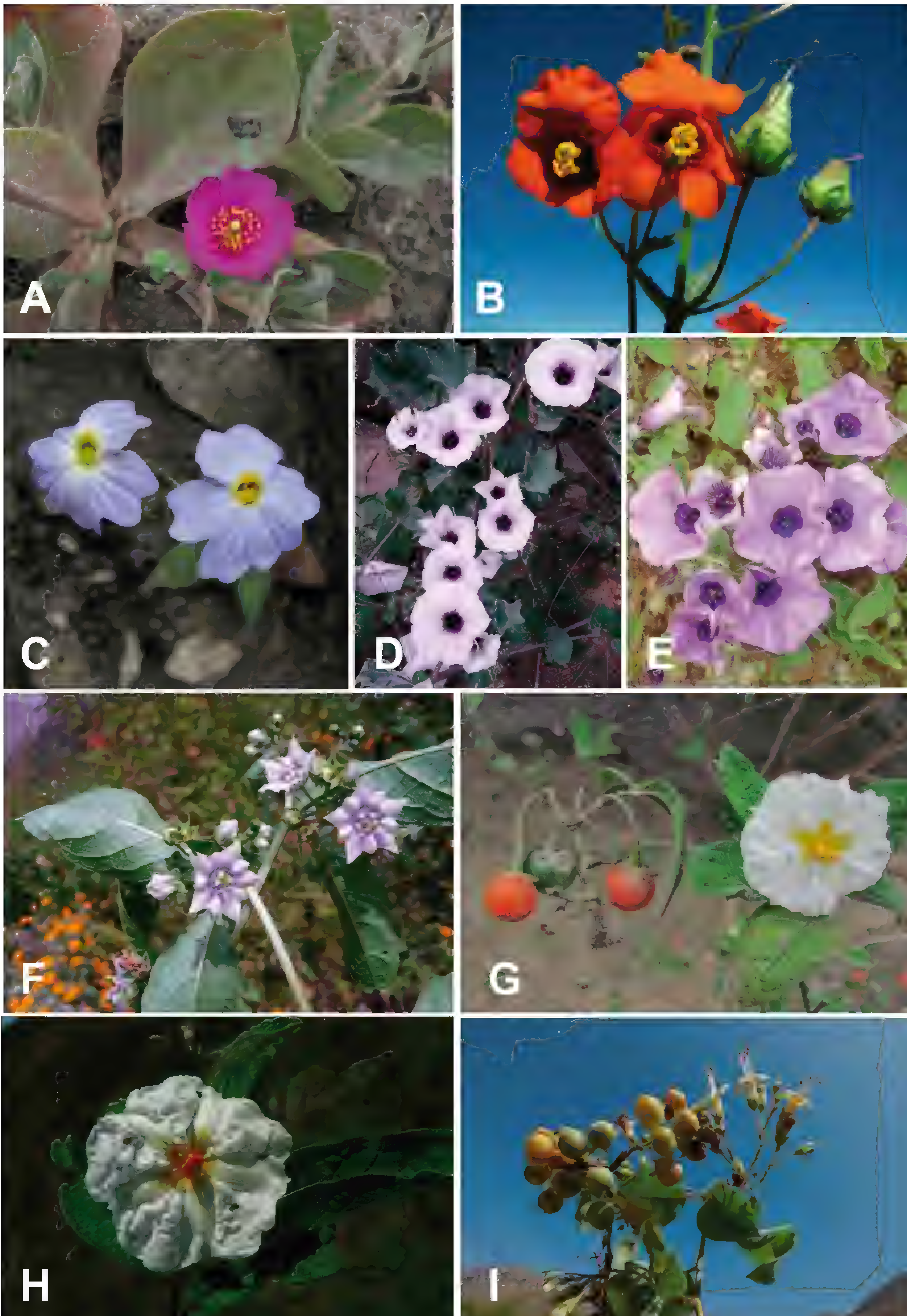


Fig. 11. A. *Cistanthe paniculata*; B. *Alonsoa meridionalis*; C. *Browallia americana*; D. *Exodeconus maritimus*; E. *Exodeconus prostratus*; F. *Jaltomata truxillana*; G-H. *Lycianthes lycioides*; I. *Lycium boerhaviifolium*.

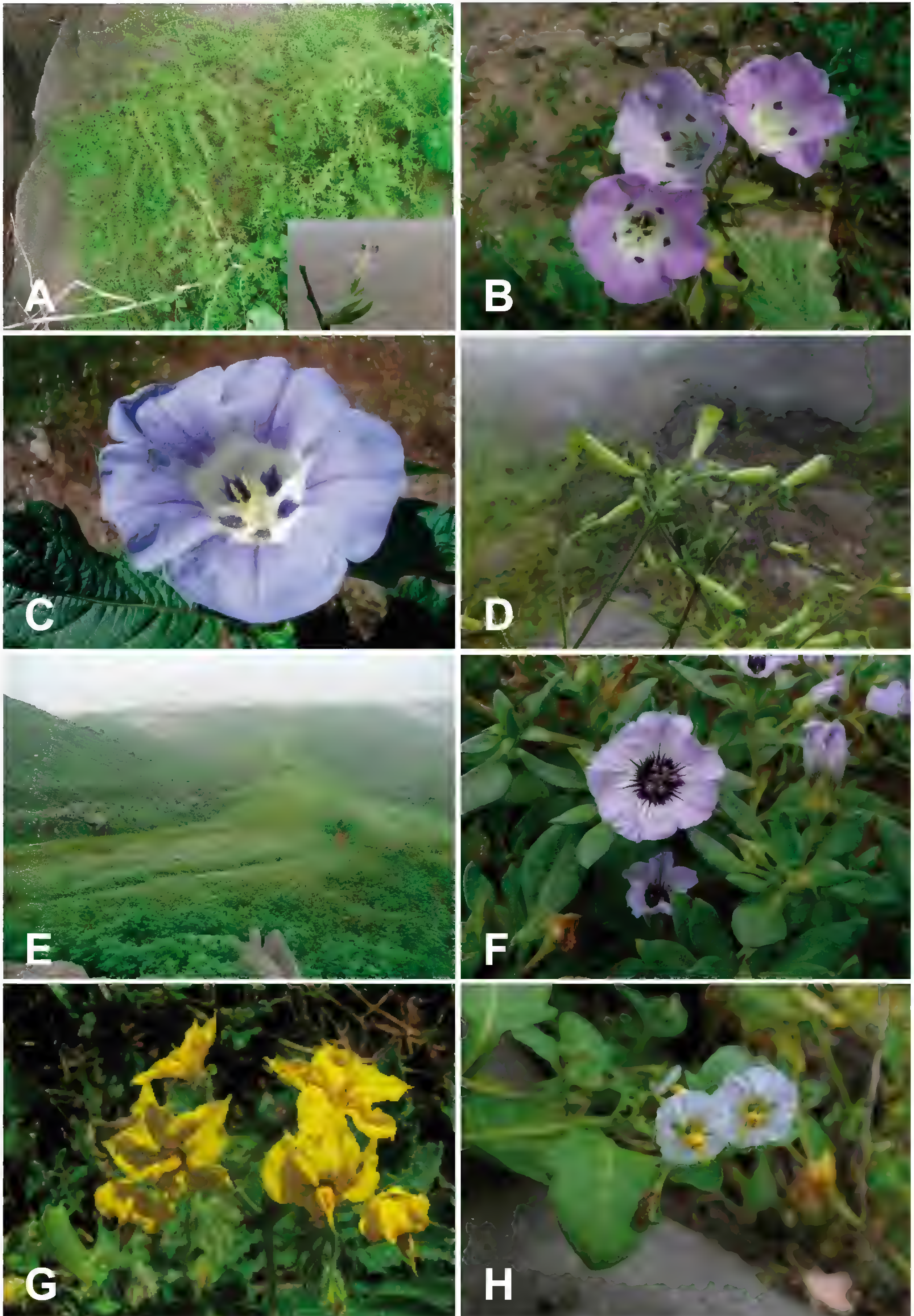


Fig. 12. A. *Lycium stenophyllum.*; B. *Nicandra john-tyleriana*; C. *Nicandra physalodes*; D. *Nicotiana paniculata*; E-F. *Nolana humifusa*; G. *Solanum habrochaetes*; H. *Solanum mochiquense*.

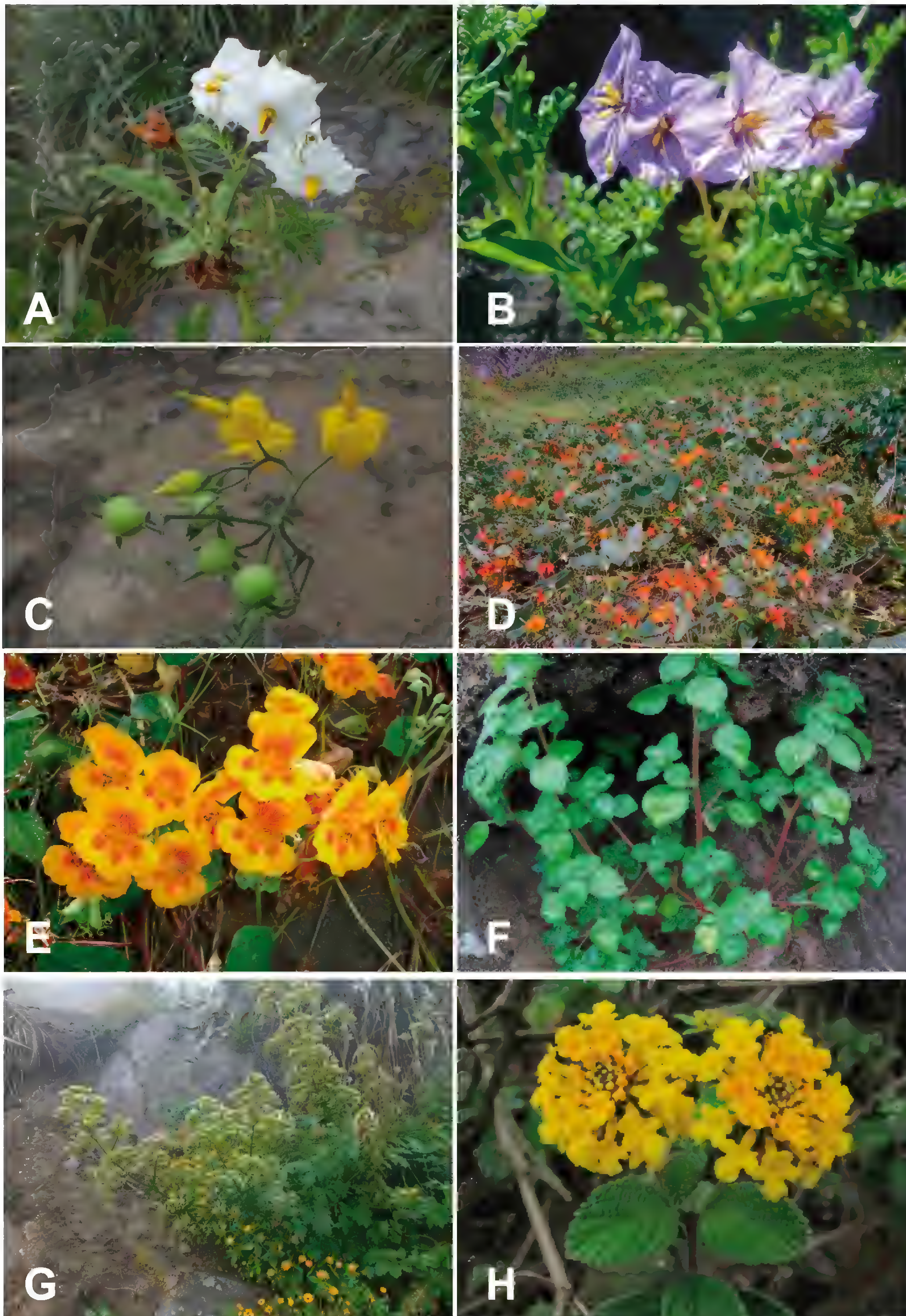


Fig. 13. A. *Solanum montanum*; B. *Solanum multifidum*; C. *Solanum peruvianum*; D-E. *Tropaeolum peltophorum*; F. *Parietaria debilis*; G *Valeriana pinnatifida*; H. *Lantana scabiosaeflora*.

Arnaldoa 21 (1): 221 - 240, 2014 ISSN: 1815-8242

Vertebrados del Sistema lomal "Cerro Campana", Trujillo-La Libertad, Perú

Vertebrates of the Cerro Campana lomal system, Trujillo-La Libertad, Peru



William Zelada Estraver; Luis Polláck Velásquez; César Medina Tafur & Homan Castillo Benitez

Área de Zoología de Vertebrados, Departamento Académico de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo. Av. Juan Pablo II s/n. Trujillo, Perú.

wzelada@unitru.edu.pe, lpolack@unitru.edu.pe, cmedinat@unitru.edu.pe, homancastillo@yahoo.com

Resumen

Se presenta el catálogo de los Vertebrados del Sistema lomal del "Cerro Campana", Trujillo-La Libertad, Perú. Mediante observaciones, capturas y colectas, utilizando transectos se dan a conocer la presencia de 55 vertebrados (7 mamíferos, 38 aves y 10 reptiles) en el Sistema lomal del Cerro Campana, de la Provincia de Trujillo, proporcionando el microhábitat, formación vegetal, frecuenta, actividad diaria, alimento generalizado, estado de ocupación, abundancia relativa y distribución endémica.

Palabras clave: Vertebrados, Sistema lomal, Cerro Campana, La Libertad, Perú.

Abstract

Catalog of Vertebrates of lomal system "Cerro Campan," Trujillo -La Libertad, Peru is presented. Through observations, catches and collections, using transects disclosed the presence of 55 vertebrates (7 mammals, 38 birds and 10 reptiles) in the System lomal Cerro Campana, Province of Trujillo , providing microhabitat , plant training, frequents , daily activities , generalized food , occupancy status , relative abundance and endemic distribution.

Key words: Vertebrados, Sistema lomal, Cerro Campana, La Libertad, Peru.

Introducción

La diversidad ecogeográfica y biológica existente en el Perú, ha permitido denominarlo "país de los contrastes" (Rauh, 1979), conformando diversos sistemas naturales, 84 zonas de vida más 17 de carácter transicional (Brack, 1986; Tosi, 1960). La región costera, presenta los Sistemas lomales, distribuyéndose desde los 8° (Cerro Campana-Cerro Cabezón) hasta los 30° LS (Huasco-Coquimbo, Chile), únicas en el mundo por la biodiversidad y endemismos que soportan (Sagástegui *et al.*, 1988; Mostacero *et al.*, 2007).

Las lomas, ricas en flora, han propiciado el establecimiento de una fauna peculiar. Aguilar (1985), Valverde (1983) y Zeballos *et al.*, (2000) dan listados de los vertebrados de las lomas del Perú, Iguanil, de Atiquipa y Mejía, respectivamente. Sánchez & Aguilar (1980) menciona la avifauna ligada al puquial de la Lomas de Lachay. Péfaur *et al.* (1981) analizan la ecología de las lomas de Arequipa y Péfaur & López-Tejeda (1985) realizan una breve descripción de los aspectos ecológicos y etológicos de *Microlophus peruvianus* en las lomas de Matari.

En la Libertad, Alcántara (1971) y Bazán (1971), reportan algunos Iguánidos y Gekkonidae de las lomas de Trujillo, respectivamente. Campos (1999) estima los parámetros poblacionales de los Tropiduridae y Teiidae del Cerro Cabezón.

Respecto a los vertebrados del Cerro Campana, se tienen estudios en, herpetofauna (Zelada *et al.*, 1994; Zelada, 1999; Zelada *et al.*, 2002), aves (Núñez-Zapata & Tiravanti, 2012; Quiróz & Quiróz, 2012; Rodríguez *et al.*, 2012) y mamíferos (Medina, 1996; Medina *et al.*, 1996a; Medina *et al.*, 1996b; Miñano, 2000; Saráchaga, 2002).

Por otro lado, el "Cerro Campana", considerada la loma más importante del extremo septentrional, por su biodiversidad y características fitoecológicas, por el equilibrio que propicia en la región costera y por ser despensa y refugio de especies residentes y temporales, las que constituyen elementos fundamentales de un ecosistema raro y único en el mundo y de los sistemas adyacentes; además, de la importancia cultural; aspectos que deben ser conocidos y conservados (Sagástegui *et al.*, 1988; Briceño

et al., 1994; Mostacero *et al.*, 2007; Rodríguez *et al.*, 2012).

Actualmente, el "Cerro Campana" se encuentra en estado crítico, por la fuerte presión antrópica (explosión demográfica, expropiación no metálica de la base o zona de amortiguamiento y terrenos adyacentes, extracción de recursos faunísticos y florísticos, invasión, turismo no controlado, entre otros), y por, la deficiente gestión conservacionista del Gobierno Regional de La Libertad. Sin embargo, por un lado, las lomas son centros de vida, de relevancia dentro de la dinámica vital del desierto costero pacífico peruano-chileno, donde se encuentra una gran diversidad biológica, y por otro, no se tiene un trabajo integral de la fauna. Por ello, el presente estudio da el listado de las especies de vertebrados registrados en el sistema lomal del Cerro Campana.

Material y métodos

El Cerro Campana se ubica, a los 07°58'30"S - 79°06'30", paralelo, a los Km 574-580 de la Panamericana Norte, con 998 m de altura (GPSmap 76CSx), a 15 km, al Nor-Oeste de Trujillo. Se halla en la Provincia Biogeográfica del Desierto Pacífico Subtropical, asentado sobre el desierto desecado-Subtropical (dd-S), formando su base ondulada, arenosa, con algunas quebradas rocosas-pedregosas, tapizadas de comunidades de "tillandsiales grises", "matas de sapotes" y "Cactáceas". La loma emerge conformando una transición entre el desierto perárido-Montano Bajo Subtropical (dp-MBS) y el matorral desértico-Montano Bajo Subtropical (md-MBS) (INRENA, 1995), con estribaciones rocosas de pendientes abruptas y cortantes, dejando quebradas sinuosas de menor pendiente, de suelos arenosos-rocosos y arcillosos-rocosos; conforman los Pisos Inferior y Superior, con diversas formaciones vegetales, destacando en la parte alta los "tillandsiales verde-amarillentos" (Mostacero, 1987; Sagástegui *et al.*, 1988; Mostacero *et al.*, 2007).

El presente estudio toma en cuenta tres sectores naturales influenciados por el aspecto geo-bio-climático: Barlovento, lado Oeste, Sur-Oeste y Sur; EL Sotavento, lado Nor-Este -Este y Sur-Este y Ecotono, área de transición entre el sotavento y barlovento al Sur-Este, franja que conforme asciende se va ensanchando, particularmente a los 560 m de elevación, hasta unos 200 m, para luego disminuir (Zelada, 1999).

La riqueza de vertebrados fue obtenida, tanto en época seca y época húmeda, utilizando transectos, con un muestreo estratificado sistemático aleatorizado (Matteucci & Colma, 1982), abarcando de manera proporcional las zonas establecidas.

La metodología, se estableció de acuerdo al grupo taxonómico. Para cada ejemplar contactado se registró: fecha, hora, ubicación UTM, condiciones climáticas, tipo de hábitat, nombre de la especie, número de individuos y comportamiento.

Una vez capturados, observados u obtenidos los indicios, se determinó preliminarmente. Con apoyo de literatura especializada, para mamíferos (Pearson, 1958; 1982; Hershkovitz, 1962; Emmons & Feer, 1997), para aves (Koepcke, 1970; Koepcke & koepcke, 1963; Clements & Shany, 2001; Schulemberg *et al.*, 2010) y para herpetofauna (Peters & Orejas-Miranda, 1970; Peters & Donoso-Barros, 1970; Dixon & Huey, 1970; Dixon & Wrigth, 1975), y complementada con la revisión de vistas fotográficas, se llegó a la determinación taxonómica definitiva.

Para inventariar los Mamíferos, se realizaron recorridos diurnos y nocturnos

proyectando los transectos al azar, registrando indicios de su presencia (huellas, heces, pieles, osamentas, pelos, madrigueras, cantos, animales muertos completos e incompletos) y observaciones directas. Para mamíferos voladores, se colocaron redes de neblina.

Para las aves, se llevó a cabo mediante observaciones directas e indirectas (cantos, huellas, refugios, nidos, fecas, escarbaduras, plumas y/o cadáveres), siguiendo transectos, proporcionando información cualitativa de presencia/ausencia de las especies. Las áreas recorridas fueron constantemente escaneadas con binoculares.

Para complementar el inventario, se procedió mediante el método de evaluación rápida de conteo por puntos no limitado por distancia (Bibby *et al.*, 1992), ubicando los puntos fijos, cada 500 m, realizando los conteos por 10 minutos. entre las 6:00 am y las 5:00 pm, periodo en el cual las aves de hábitats terrestres son más activas. Asimismo, se colocaron redes de neblina para incrementar el inventario y mejorar la determinación taxonómica.

Los reptiles, se inventariaron con la técnica de muestreo de "Búsqueda por Encuentro Visual" ("Visual Encounter Survey" o VES) (Crump & Scott, 1994). En transectos en franja, se desplazó a través del área o hábitat. Se registraron por observación directa, captura manual e indicios (huellas, cadáveres, heces, ecdisis, huevos y nidos), las que inicialmente nos brindan una determinación preliminar. El material biológico, después de analizado fue depositado en la colección del Museo de Zoología "Juan Órmea Rodríguez" de la Universidad Nacional de Trujillo.

Resultados

Los vertebrados en el Cerro Campana, se distribuyen ocupando toda la loma de acuerdo al uso que hacen de las formaciones vegetales y microhábitats. Se han registrado 55 especies (07 mamíferos, 38 aves y 10 reptiles), 52 géneros, 32 familias y 14 órdenes de vertebrados (Tabla 1).

TABLA 1. Taxas y categorias taxonómicas de los Vertebrados del Sistema lomal "Cerro Campana", al 2013.

TAXAS	ÓRDENES	FAMILIAS	GÉNEROS	ESPECIES
MAMÍFEROS	3	7	7	7
AVES	10	21	37	38
REPTILES	1	6	8	10
TOTAL	14	32	52	55

La mayoría de los mamíferos son residentes, excepto *Rattus norwegicus*. Se registró *Phyllotis amicus* como el único endémico y frecuente. De los quirópteros se desconoce su abundancia. *Leopardus colocolo* sólo fue observado dos veces y *Lycalopex sechurae* es escaso y se le encuentra ocupando todas la formaciones vegetales (Tabla 2 y Tabla 3).

Para las aves, se han registrado 26 residentes, 6 temporales, 3 migratorias (*Aeronautes andecolus, Streptoprocne zonaris, Hirundo rustica*) y 3 ocasionales (*Nothoprocta pentlandi, Coragyps atratus, Pyrocephalus rubinus*). Por otro lado, hay 5 abundantes, 4 frecuentes, 4 comunes, 20 escasas, 3 raras, 1 de abundancia desconocida (*Streptoprocne zonaris*); y se han encontrado 4 endémicas (*Geositta peruviana, Asthenes cactorum, Incaspiza pulchra* y *Piezorhina cinerea*) (Tabla 2 y Tabla 3).

TABLA 2. Aspectos ecológicos de los Vertebrados registrados en el Cerro Campana, al 2013.

N°	FAMILIA/ ESPECIE	FORMACIÓN VEGETAL QUE FRECUENTA	MICRO HÁBITAT	ACTIVIDAD DIARIA	ALIMENTO	ESTADO DE OCUPACIÓN	ABUNDANCIA RELATIVA	ENDÉMICA
	MAMMALIA							
	Phyllostomidae							
1	*Platalina genovensium*	C, MA	CG	N	N, FR	Re	desconocida	
	Molossidae							
2	*Tadarida brasiliensis*	C, MA	CG	N	I	Re	desconocida	
	Canidae							
3	*Lycalopex sechurae*	TF	IN	DN	IN, CA, VE	Re	escasa	
	Felidae							
4	*Leopardus colocolo*	C, TG	ER	C, N	VE	Re	Rara	
	Chinchilidae							
5	*Lagidium peruanum*	C, MA	ER	C, D	VG	Re	común	
	Cricetidae							
6	*Phyllotis amicus*	C, MA	ER	V, N	SM	Re	frecuente	X
	Muridae							
7	*Rattus norwegicus*	C, MA, MH	EA, ER	DN	OM	In	rara	

	AVES						
	Tinamidae						
1	*Nothoprocta pentlandi*	MA, MH	EA	D	BR, I, SM	Oc	escasa
	Columbidae						
2	*Columbina cruziana*	MA, MH	EA	D	SM	Te	escasa
3	*Metropelia ceciliae*	HE,HP,MA,MH,TV	CG,HO,SC,SR	C, D	SM	Re	común
	Charadriidae						
4	*Oreopholus ruficollis*	MA, MH	EA	D	I, IN	Re	escasa
	Thinocoridae						
5	*Thinocorus rumicivorus*	MA, MH	EA	D	SM	Re	abundante
	Burhinidae						
6	*Burhinus superciliaris*	MA, MH, TG	EA	D	I, SM	Re	frecuente
	Cathartidae						
7	*Cathartes aura*	AD, C	ER, SO	D	CA	Re	escasa
8	*Coragyps atratus*	AD, MH	EA,SO	D	CA	Re	rara
	Accipitridae						
9	*Buteo polyosoma*	AD	ER, SO	D	VE	Te	escasa
10	*Geranoaetus melanoleucus*	TV, MA	ER, SO, PR	D	VE	Re	escasa
	Falconidae						

11	*Falco sparverius*	TV, MA	ER, SO	D	VE	Re	escasa
	Psittacidae						
12	*Forpus coelestis*	C, MA	ER, SO	D	FR, SM	Re	frecuente
	Strigidae						
13	*Athene cunicularia*	AD, TG	EA	DN	VE, I, IN	Re	abundante
	Tytonidae						
14	*Tyto alba*	AD,	EA, ER	N	VE, I, IN	Re	escasa
	Apodidae						
15	*Aeronautes andecolus*	AD, MA, TV	SR, SO	D	I	Mi	escasa
16	*Streptoprocne zonaris*	AD	SO	D	IN	Mi	desconocida
	Trochilidae						
17	*Amazilia amazilia*	C, MA, S	DM, SR, SO	D	N	Re	escasa
18	*Myrtis fanny*	C, MA, TV	DM, SC, SR	D	N	Re	escasa
19	*Myrmia micrura*	C, MA, TV, S	DM, SC, SR	D	N	Re	escasa
20	*Rhodopis vesper*	C, S, MA, TV	DM, SC, SR	D	N	Re	abundante
	Caprimulgidae						
21	*Chordeiles acutipennis*	AD, C, HP, MA	EA, ER, SR	V,N	I	Re	común
22	*Systellura longirostris*	C, MA, TG	EA, ER	V,N	I	Re	abundante
	Furnariidae						
23	*Geositta maritima*	AD, C, MA	ER, SC	D	I	Re	escasa

24	*Geositta peruviana*	AD, TG	EA	D	I	Re	abundante	X
25	*Lepthastenura striata*	C, MA	ER, SC, SR	D	I	Re	escasa	
26	*Pseudasthenes cactorum*	C, MA	SC,	D	I, FR	Re	frecuente	X
	Hirundinidae							
27	*Pygochelidon cyanoleuca*	C, MA, AD	SR, SO	D	I	Re	común	
28	*Hirundo rustica*	MA, TV	SR, SO	D	I	Mi	común	
	Troglodytidae							
29	*Troglodytes aedon*	MA, MH	EA, DM	D	I, A	Te	rara	
	Motacilidae							
30	*Anthus lutescens*	MH, TG	EA, DM	D	IN, SM	Oc	escasa	
	Emberizidae							
31	*Incaspiza pulchra*	MA	ER, DM	D	SM	Re	escasa	X
32	*Piezorhina cinerea*	MA	ER, DM	D	SM	Re	escasa	X
33	*Sicalis taczanowskii*	C, MH, MA	ER,DM	D	I, SM	Re	frecuente	
34	*Poospiza hispanoliensis*	HP,MA,S,TV	DM,SR	D	I,SM	Te	escasa	
35	*Zonotrichia capensis*	C, MA, TV	DM, SC, SR	D	FR, I, SM	Te	escasa	
	Fringillidae							
36	*Sporagra magellanica*	MA	ER, SR	D	G, SM	Te	escasa	
	Tyrannidae							
37	*Pyrocephalus rubinus*	MA	ER, SR	D	I	Oc	rara	
38	*Muscigralla brevicauda*	HP, MA, MH	DM, SR	D	I	Re	rara	

	REPTILIA						
	Gekkonidae						
1	*Phyllodactylus inaequalis*	MA, TG, TV	ERT, EA, DM	N/V	A, I	Re	abundante
2	*Ph. Microphyllus*	MA, TG	ERT, EA, DM		A, I	Re	abundante
	Tropiduridae						
3	*Microlophus keopckoerum*	C, MA	ER, OR, CG	D	FR, I	Re	abundante
4	*M. thoracicus*	S, MA, HE, HP	EA, DM	D	FL, I	Re	abundante
	Teiidae						
5	*Dicrodon heterolepis*	C, S, MH	EA, OA	D	I, Fl, CA	Re	escasa
6	*Medopheos edracanthus*	C, MA	ER,	D	A, I	Re	escasa
	Colubridae						
7	*Alsophis elegans*	C, MA, TG	EA, ER	D	A, I, RO	Re	escasa
8	*Mastygodrias heathii*	MA, TG, TV	EA, ER	D/V	I, RO	Re	escasa
	Elapidae						
9	*Micrurus tschudii*	MH, S, TG	EA,	D/V	A, I, IN	Re	frecuente
	Viperidae						
10	*Bothrops pictus*	MA, TG, TV	EA, ER	DN	I, RO	Re	escasa

FORMACIÓN VEGETAL: Área Descubierta (AD); Cactales (C); Herbazal efímero (HE); Herbazal permanente (HP); Matorral arbustivo (MA); Matorral herbáceo (MH); Sapotal (S); Tillandsial gris (TG); Tillandsial verde-amarillento (TV); Todas las formaciones vegetales (TF). MICROHÁBITAT: Cuevas, galerías o aberturas rocosas (CG); Dentro de matas (DM); Sobre arena (EA); Sobre roca (ER); Entre raíces de tillandsiales (ERT); Hojarasca (HO); Indistinto (IN); Oquedad arenosa (OA); Sobre cactáceas (SC); Sobre ramas (SR); Sobrevolando (SO). ACTIVIDAD DIARIA: Crepuscular (C); Diurna (D); Diurna y Nocturna (DN); Vespertina (V). ALIMENTO GENERALIZADO: Arañas (A); Brotes (BR); Carroña (CA); Flores (FL); Frutos (FR); Insectos (I); Invertebrados (IN); Néctar (N); Omnívoros (O); Roedores (RO); Semillas (SM); Vegetales (VG); Vertebrados (VE). ABUNDANCIA RELATIVA: Abundante: Observados en diversos ambientes en número mayor a 30 individuos; Frecuente: Entre 20 y 30 individuos en diversos ambientes; Común: Entre 10 y 20 individuos en diversos ambientes; Escasa: Observada en grupo pequeño o en número menor a 10 individuos; Rara: Observado por lo menos dos veces; Desconocida: No se tiene información adecuada. ESTADO DE OCUPACIÓN: Accidental (Ac): Cuando el organismo por alguna causa imprevista ocupa áreas que no son parte de su distribución; Introducido (In): Cuando por mecanismos antrópicos llega a ocupar áreas silvestres donde no se distribuye normalmente; Migratorio (Mi): Mecanismo natural que realizan los animales para reproducirse, descansar, alimentarse, trasladándose de un lugar a otro, dentro de su área de distribución; Ocasional (Oc): Ocupa ambientes adyacentes, del cual en un momento determinado, ocupa otras áreas, debido al incremento de su cobertura vegetal, situación casada por factores naturales como el fenómeno El Niño; Residente (Re): El organismo ocupa permanentemente los ambientes de su distribución; Temporal (Te): Ocupan ciertos períodos, cuando existen buenas condiciones ambientales alimento, cobertura vegetal, vivienda.

En los reptiles, todos son residentes, de los cuales 4 son abundantes, 4 son escasos, un frecuente (*Micrurus tschudii*) y una especie escasa (*Bothrops pictus*) (Tabla 2).

Respecto a la distribución altitudinal de los vertebrados en el Sistema lomal del Cerro Campana el Piso Inferior presenta la mayor cantidad de especies (39), y entre los sectores el Barlovento, con 48. En el Piso Superior se registran el menor número de especies (30) (Tabla 3).

Phyllotis amicus, se distribuye en toda la loma. *Tadarida brasiliensis* y *Lagidium peruanum* presentan una amplia distribución, pero no han sido registrados en la base. En aves *Rhodopis vesper* y *Pygochelidon cyanoleuca* se encuentra en todos los pisos y sectores. *Athene cunicularia* no se le ha registrado en el Piso Superior. En reptiles *Phyllodactylus inaequalis*, *Alsophis elegans*, *Micrurus tschudii* y *Bothrops pictus* han sido registrados en toda la loma (Tabla

TABLA 3: Distribución de los Vertebrados en el Cerro Campana, por pisos altitudinales y por sectores, 2013.

TAXON	PISOS			SECTORES		
	BA	PI	PS	Br	Ec	So
MAMMALIA						
Platalina genovensium	X	X	X	X		X
Tadarida brasiliensis		X	X	X	X	X
Lycalopex sechurae	X	X		X	X	X
Leopardus colocolo		X	X			X
Lagidium peruanum		X	X	X	X	X
Phyllotis amicus	X	X	X	X	X	X
Rattus norwegicus	X					X
AVES						
Nothoprocta pentlandi	X	X			X	
Columbina cruziana	X	X		X	X	
Metropelia ceciliae	X	X	X	X	X	
Oreopholus ruficollis	X	X		X		
Thinocorus rumicivorus	X			X	X	
Burhinus superciliaris	X			X	X	
Cathartes aura	X		X	X		X
Coragyps atratus	X			X		X
Buteo polyosoma			X	X	X	X
Geranoaetus melanoleucus			X	X	X	X
Falco sparverius		X	X	X	X	X
Forpus coelestis		X	X	X	X	X
Athene cunicularia	X	X		X	X	X
Tyto alba			X	X		
Aeronautes andecolus			X	X	X	
Streptoprocne zonaris		X	X	X		X
Amazilia amazilia	X		X		X	

Myrtis fanny		X	X	X	X	
Myrmia micrura			X	X		
Rhodopis vesper	X	X	X	X	X	X
Chordeiles acutipennis	X	X		X	X	X
Systellura longirostris	X	X		X		X
Geositta maritima		X			X	X
Geositta peruviana	X	X		X	X	X
Lepthastenura striata		X				X
Pseudasthenes cactorum	X	X		X		X
Pygochelidon cyanoleuca	X	X	X	X	X	X
Hirundo rustica			X	X	X	
Troglodytes aedon	X			X	X	X
Anthus lutescens	X			X		
Incaspiza pulchra		X	X	X	X	X
Piezorhina cinerea		X		X		X
Sicalis taczanowskii		X			X	X
Poospiza hispanoliensis		X	X	X	X	
Zonotrichia capensis	X	X		X		
Sporagra magellanica		X	X	X	X	X
Pyrocephalus rubinus	X	X		X		
Muscigralla brevicauda			X	X	X	
REPTILIA						
Phyllodactylus inaequalis	X	X	X	X	X	X
Ph. Microphyllus	X			X	X	X
Microlophus keopckoerum		X	X	X	X	X
M. thoracicus	X	X		X		
Dicrodon heterolepis	X	X		X	X	X
Medopheos edracanthus		X	X	X	X	X
Alsophis elegans	X	X	X	X	X	X
Mastygodrias heathii	X	X		X	X	
Micrurus tschudii	X	X	X	X	X	X
Bothrops pictus	X	X	X	X	X	X
TOTAL DE ESPECIES	**32**	**39**	**30**	**48**	**38**	**35**

3).

Discusión y conclusiones

El Cerro Campana, alberga 55 vertebrados, ocupándola de acuerdo al uso que hacen de las formaciones vegetales, del microhábitat y del alimento; y son los factores extrínsecos (ecogeográficos) los que van a determinar la heterogeneidad del espacio habitable, conformando una variada gradación, propiciando una diversidad de microhábitats, y por ende una gran diversidad de vertebrados. Las 55 especies de vertebrados registradas es mayor que las 40 especies encontrado por Valverde (1983), para las Lomas de Iguanil; pero, menor respecto a las 113 especies registrado por Zeballos *et al.* (2000), para las lomas de Atiquipa (86 especies) y Mejía (88 especies)

El Cerro Campana presenta 07 especies de mamíferos, valor semejante encontrado por Péfaur (1978) para las lomas de Matarani. Es menor, respecto a las lomas de Atiquipa (27) y Mejía (16) (Zeballos *et al.*, 2000) y para todas las lomas costeras del Perú, que Brack (1974) y Aguilar (1985), indican la presencia de 24 y 28 mamíferos, respectivamente. Por tanto, las lomas de Atiquipa es la que presenta la mayor cantidad de mamíferos entre todas las lomas costeras, mayormente por presentar una caracterización eco-geográfica muy peculiar, destacando las fuentes de agua lóticas y lénticas. El Cerro Campana, presenta 5 mamíferos en común con las Lomas de Atiquipa y Mejía: *Lagidium peruanum, Phyllotis amicus, Leopardus colocolo, Tadarida brasiliensis y Platalina genovensium* (Zeballos *et al.*, 2000).

En tanto, se debe saber algunos aspectos de algunos mamíferos, por tener cierta relevancia en el Cerro Campana, entre ellos:

Platalina genovensium, frugívora-nectarívora, relacionada a cactáceas, como *Weberbauerocereus weberbueri, Corryocactus brevistylus, Browningia candelaris* y *Neoraimondia arequipensis*, en las Lomas del Sur (Aragón & Aguirre, 2007); y en el Cerro Campana, está asociado a los cactales conformados por *Neoraimondia arequipensis, Spostoa lanata, Borzicactus decumbens* y *Haggeocereus laredensis.* Especie de relevancia en estas formaciones por ser parte del nexo trófico, y que se debe documentar su presencia, ya que actualmente según D.S. N° 004-2014-MINAGRI se halla En Peligro y la IUCN (2013) la ubica como Casi Amenazada (NT). Mientras que a *Tadarida brasiliensis*, la IUCN (2013) la ubica como Preocupación Menor (LC).

Leopardus colocolo, especie muy peculiar, mayormente con actividad nocturna y crepuscular, horas que fue observado y en dos ocasiones, no teniendo mucha información de su existencia en la loma del Cerro Campana, aspecto que apertura una mayor investigación en esta especie, porque el D.S. N° 004-2014-MINAGRI lo categoriza Con Datos Insuficientes (DD) y la IUCN (2013) la ubica como Casi amenazado (NT).

En el Cerro Campana *Lycalopex sechurae*, se considera como escasa, por encontrarse pocos ejemplares, permanentemente desplazándose por la loma y en época seca se trasladan hacia la periferia de las granjas y de las lomas del frente occidental (Cerro Cabezón y Cerro Prieto) y hacia los matorrales espinosos de la vertiente occidental. Actualmente se ubica como Casi Amenazado (NT) (IUCN, 2013; D.S.N° 004-2014-MINAGRI).

Respecto a *Rattus norwegicus*, observada en la base, desde hace tres años, se está registrando, probablemente por el avance, ocupación de la población y sus actividades como la apertura de nuevas granjas avícolas y la ocupación de ciertas áreas adyacentes,

conformando un peligro latente para las poblaciones florísticas y faunísticas que habitan la loma.

Lagidium peruanum presenta una población numerosa, encontrándose la mayor parte en el sotavento; sin embargo, en los últimos cinco años, son capturadas por grupos de cazadores que pernoctan en algunas quebradas del sotavento propiciando su disminución, de manera alarmante, trayendo consigo, la disminución probable de *Leopardus colocolo,* que en las ocasiones que fue observada, estaban acechando a pequeños y juveniles de "vizcacha".

Sobre *Phyllotis amicus*, se halla en buen número en las quebradas del sotavento, y es alimento preferido de *Bothrops pictus, Lycalopex sechurae* y de *Leopardus colocolo,* pero sus poblaciones están disminuyendo, aspecto que necesita documentar.

El Cerro Campana presenta 38 especies de aves, menor a las 42 y 85 especies registradas, para las lomas costeras del Perú, por Brack (1974) y Aguilar (1985), respectivamente. Del mismo modo, es menor respecto a las diversas lomas peruanas. Péfaur (1978) registra 39 especies de aves en las Lomas de Matarani; Wust (1987), para las lomas de Lachay registra 50 especies; Hughes (1991) reporta una riqueza semejante de 38 especies para las Lomas de Islay, incluyendo las lomas de Mejía; y Zeballos *et al.* (2000), registra 74 especies de aves terrestres, para las dos lomas (59 Atiquipa y 63 en Mejía).

El menor número de aves en el Cerro Campana, se debe a diversos factores, entre ellos, la insularización que está sufriendo la loma desde las tres últimas décadas, acentuada en esta última, por la pérdida de hábitat, cobertura vegetal, y disminución de la conectividad con los sistemas naturales adyacentes como "tillandsiales grises", "gramadales", "zapotales" y matorral desértico espinoso por el desarrollo de actividades antrópicas alrededor del Sistema lomal.

Se tiene dos nuevos registros de la distribución de aves: *Sicalis taczanowskii* y *Geositta maritima*; la primera con distribución hasta el norte de La Libertad y la segunda, hasta el Departamento de Ancash.

Sobre *Columbina cruziana*, ha sido observada en pocas ocasiones, en los últimos años, y han sido en época de lomas, en las zonas de matorrales arbustivas del Barlovento.

En los reptiles, el Cerro Campana registra 10 especies (6 saurios y 4 ofidios), menor de las 17 reportadas por Brack (1974) y Aguilar (1985). Zeballos *et al.* (2000) reporta 10 especies (5 saurios y 5 ofidios) para las lomas de Atiquipa (8) y Mejía (7); de las cuales solamente se presentan en común dos ofidios (*Alsophis elegans* y *Bothrops pictus*) y los géneros *Phyllodactylus* y *Microlophus*, de distribución a lo largo de la costa peruana (Dixon & Huey, 1970; Dixon & Wright, 1975).

La fauna presente en el Cerro Campana son de áreas biogeográficas adyacentes; muchas de ellas son comunes a las demás lomas, con especies de amplia distribución como *Lagidium peruanum, Lycalopex sechurae, Phyllotis amicus, Tyto alba, Falco sparverius, Buteo polyosoma, Zonotrichia capensis* y otros que los comparte con la zona desértica, como sucede con las comunidades de "gramadales", "totorales", "tillandsiales grises", matorrales desérticos, "zapotales" y "cactales"; todo ello ocurre por las peculiaridades geográficas, geológicas y bioclimáticas que son comunes (Mostacero *et al.*, 2007).

El Cerro Campana posee especies de vertebrados que corresponden a territorios biogeográficos con características diferentes, a los cuales está vinculado, como las comunidades de la vertiente occidental, valles interandinos y altoandinos; de allí que se tenga tanto mamíferos (*Lagidium peruanum*), como aves (*Nothoprocta pentlandi, Leptasthenura striata, Incaspiza pulchra, Sporagra magellanica, Systellura longirostris*) de esta zona(Mostacero *et al.*, 2007).

Otros vertebrados, son propios de los matorrales desérticos costeros y comunidades xerofíticas macrotérmicas, como los mamíferos: *Lycalopex secchurae, Leopardus colocolo, Phyllotis amicus*, las aves: *Oreopholus ruficollis, Thinocorus rumicivorus, Burhinus superciliaris, Forpus coelestis, Athene cunicularia, Rhodopis vesper, Geositta peruviana, Pseudasthenes cactorum, Anthus lutesecens, Piezorhina cinerea, Sicalis taczanowskii,* y los reptiles: *Phyllodactylus inaequalis,* Ph. *microphyllus, Dicrodon heterolepis, Medopheos edracanthus, Alsophis elegans, Micrurus tshudii, Bothrops pictus* (Mostacero *et al.,* 2007).

Por último, el Cerro Campana alberga a cinco especies Endémicas del Perú: *Geositta peruviana, Pseudasthenes cactorum, Incaspiza pulchra, Piezorhina cinerea, Phyllotis amicus,* especies que se han adaptado muy bien a las condiciones del Sistema lomal y que su existencia en ella incrementa el valor de este.

Sin embargo, el Sistema lomal Cerro Campana, enfrenta problemas serios, como la proliferación de visitas por un turismo no controlado, incremento de la apertura de actividades pecuarias (granjas), explotación minera no metálica (material de construcción) en la base de la loma, extracción de flora y caza de fauna y actividades mágico-religiosas, que de vez en cuando utilizan las comunidades de cactáceas y la de "tillandsiales verdes", para ejecutar ritos, alterando la cobertura vegetal, mediante la quema, corte de cactus y otras plantas. Aunado a ello, la existencia de una vía de acceso hacia una antena de Telefónica, instalada hace 15 años, incrementa aún más el riesgo de ingreso y desarrollo de actividades no compatibles con el sostenimiento del Sistema lomal.

Literatura citada

Aguilar, P. G. 1985. Fauna de las lomas costeras del Perú. Bol. De Lima. 7 (41): 17-28.

Alcántara, F. 1971. Iguánidos de las lomas de la Provincia de Trujillo. Tesis para optar el grado de Bachiller en Ciencias Biológicas. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo. 55 p.

Aragón, G. & M. Aguirre. 2007. Conservación, distribución y densidad poblacional de *Platalina genovensium* (Thomas, 1928) en las Lomas del Morro Sama, distrito de Sama, Provincia de Tacna. Zonas Áridas 11 (1): 219-232.

Bazán, W. 1971. Gecónidos de las lomas de la Provincia de Trujillo. Tesis para optar el grado de Bachiller en Ciencias Biológicas. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo. 43 p.

Bibby, C.; N. Burgess & D. Hill. 1992. Bird census techniques. British Trust for Ornithology and The Royal Society for the Protection of Birds. 158 p.

Brack, A. 1974. Los vertebrados de las lomas costeras del Perú. An. Cien., Univ. Nac. Agraria La Molina 12 (3–4): 85–92.

Brack, A. 1986. Las ecoregiones del Perú. Bol. de Lima N° 44: 57-70.

Briceño, J.; E. Rodríguez; L. Pollack & C. Vergara. 1994. Importancia natural y

cultural del Cerro Campana: Estado actual y perspectivas. II Jornada en investigación en CC.BB. Trujillo. p: 402-406.

Campos, V. 1999. Estimación de los parámetros poblacionales de los Tropiduridae y Teiidae del Cerro Cabezón - Trujillo, Enero a Mayo de 1999. Tesis para optar el Título de Biólogo. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo. 40 p.

Clement, J. & N. Shany. 2001. Field Guide to the Birds of Peru. Ibis Publishing. 113 p.

Crump, M. & N. J. Scott Jr. 1994. Visual Encounter Surveys in Measuring and Monitoring Biological Diversity. En: Heyer, W. R.; M. A. Donnelly; R. W. McDiarmid; L. C. Hayek; M. S. Foster. editors. Standard Methods for Amphibians. Washington (DC): Smithsonian Institution Press. 364 p.

Dixon, J. R. & R. B. Huey. 1970. Systematics of the lizards of the gekkonid genus *Phyllodactylus* of mainland South America. Los Angeles County Museum Contributions in Science N° 192: 1-78.

Dixon, J. R. & J. W. Wright. 1975. A Review of the lizards of the iguanid genus *Tropidurus* in Peru. Natural History Museum of los Angeles County. Contributions in Science N° 271: 1-39.

D.S. N° 004-2014-MINAGRI. Decreto Supremo que aprueba la actualización de la lista de clasificación y categorización de las especies amenazadas de fauna silvestre legalmente protegidas.

Emmons, L, & F. Feer. 1997. Neotropical Rainforest Mammals. A Field Guide. 2da Edición. Chicago: Univ. Chicago Press. 307 p.

Hershkovitz, P. 1962. Evolution of Neotropical Cricetine Rodents (Muridae) with special reference to the Phyllotine Group. Fieldiana Zoology (46): 1-524.

INRENA. 1995. Mapa ecológico del Perú. Guía Explicativa. 2a Reimpresión. Min. Agricultura. Perú. 196 p.

IUCN. 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.2. <www.iucnredlist.org>. Downloaded on 04 March 2014.

Koepcke, M. 1970. The birds of the Department of Lima, Peru. Livingston Publishing Company, Wynnewood, Pensylvania.

Koepcke, H. & M. Koepcke.1963. Las aves silvestres de importancia económica del Perú. Servicio de Pesquería y Servicio Forestal y de Caza. Min. Agri. Lima.

Matteucci, S. & A. Colma. 1982. Metodología para el estudio de la vegetación. OEA. Washington D.C. EE.UU.

Medina, C. 1996. Presencia, alimentación y aspectos etológicos de *Lagidium peruanum* "vizcacha" (Meyen, 1833) en la loma del Cerro Campana-Trujillo. Tesis (Título) Biólogo Fac. CC.BB. UNT, Trujillo. 39 p.

Medina, C.; W. Zelada & E. Chuquilín. 1996a. Rol del "sapote" en el nexo trófico de la comunidad lomal del Cerro Campana. Provincia de Trujillo. III Jornada en Investigación en CC.BB-UNT. Trujillo.

Medina, C.; E. Chuquilín; J. Mostacero; A. Martín; W. Zelada & F. Peláez. 1996b. Justificación biológica, cultural y ecoturística para el reconocimiento para zona reservada a la formación lomal del "Cerro Campana", Prov. de Trujillo. XII Congreso Nacional de Biología, Ayacucho.

Miñano, A. 2000. Determinación de los caracteres morfométricos de los roedores del Cerro Campana-Trujillo-La Libertad.

Tesis para optar el Título de Biólogo UNT. Trujillo.

Mostacero, J. 1987. Aspectos Fitogeográficos de las Lomas de la Provincia de Trujillo (Dpto. La Libertad). Trab. de Hab. Trujillo. 89 p.

Mostacero, J.; F. Mejía; W. Zelada & C. Medina. 2007. Biogeografía del Perú. ANR. Lima. 375 p.

Núñez, J. & J. Tiravanti. 2012. Extensión del rango de distribución norte de dos aves endémicas de Perú: *Pseudasthenes cactorum* e *Incaspiza pulchra.* Cotinga 34: 1-4.

Pearson, O. 1958. A taxonomic revisión of the rodent genus *Phyllotis*. Univ. California Pub. Zool. (36): 391_495.

Pearson, O. 1982. Distribución de pequeños mamíferos en el altiplano y los desiertos del Perú. Zoología Neotropical. En: Salinas, P. (Ed.), Actas del VIII Congreso Latinoamericano de Zoología. Mérida, Venezuela: 263-283.

Péfaur, J. E. 1978. Composition and structure of communities in the Lomas of Southern Peru. Ph. D. Dissertation. Univ. Kansas. 215 pp.

Péfaur, J.; E. López & J. Dávila. 1981. Ecología de las biocenosis de las lomas en Arequipa. Bol. de Lima . Edit. Los Pinos. Lima. N0 16-18: 120-128

Péfaur, J. & E. López. 1985. Ecological notes on the lizards *Tropidurus peruvianus* in Southern Perú. Journal of Arial Enviroments. London N0 6: 155-160.

Peters, J. A. & R. Donoso. 1970. Catalogue of the neotropical Squamata: Part II. Lizard and amphisbaenians. United States National Museum, Smithsonian Institution. Press. Washington D. C. Bull. 297: 293 pp.

Peters, J. A. & B. Orejas. 1970. Catalogue of the neotropical Squamata: Part I. Snakes. United States National Museum, Smithsonian Institution. Press. Washington D.C. Bull. 297: 347 p.

Quiróz, C. E. & C. G. Quiróz. 2012. Aspectos etológicos y ecológicos de *Geranoaetus melanoleucus australis* (Swann, 1922) "águila de pecho negro" en el Cerro Campana. Pueblo Continente. 23 (2): 308-329.

Rauh, W. 1979. Perú: País de los Contrastes. Bol. de Lima . N° 1-2: 1-24.

Rodríguez, E.; V. Liza; B. Martínez; L. Polláck; S. Leiva; M. Zapata & M. Mora. 2012. Loma El Cerro Campana, patrimonio natural y cultural de la región La Libertad. Pueblo Continente. 23 (2): 330-336.

Sagástegui, A.; J. Mostacero & S. López. 1988. Fitoecología del Cerro Campana (Provincia de Trujillo). Bol. Soc. Bot. de La Libertad. N⁰ 1-2: 1-47.

Sánchez, E. & P. Aguilar. 1980. Fauna desértica-costera peruana. VII avifauna relacionada al puquial de las Lomas de Lachay (Lima). Cong. Internacional de zonas áridas y semiáridas. La Serena. Chile.

Saráchaga, G. 2002. Aspectos ecológicos y etológicos de la población de *Pseudalopex sechurae* (Thomas, 1900) "zorro costero" en la loma del Cerro Campana (Trujillo) Agosto de 1998-Mayo de 1999. Tesis para optar el Título de Biólogo UNT. Trujillo.

Schulemberg, T. S.; D. F. Stotz; D. F. Lane; J. P. O'Neill & T. A. Parker III. 2010. Birds of Peru. Princeton, 2da. Edi. New Jersey: Princeton University Press. 656 p.

Tosi, J. 1960. Zonas de vida natural en el Perú: Memoría explicativa sobre el mapa ecológico del Perú. Inst. Interam. de CC.AA. OEA. Bot. N°5. Washington D.C. 150 p.

Valverde, D. 1983. Evaluación de la fauna de vertebrados de las Lomas de Iguanil. Zonas Áridas. N° 3: 101-110.

Zelada, W.; E. Vergara; S. Sáenz & H. Horna. 1994. Fauna Herpetológica del Cerro Campana, Trujillo-La Libertad. II jornada de Investigación en CC.BB.- UNT. Trujillo. pp: 354-357.

Zelada, W. 1999. Principales propiedades emergentes de las poblaciones de *Plesiomicrolophus koepckeorum* (Mertens, 1956) en el Cerro Campana, Trujillo, durante 1997. Tesis para optar el Grado de Maestro en Ciencias. U.N.T. Trujillo.

Zelada, W.; P. Caballero; A. Martín; L. Polláck; E. Huamán & A. Morillo. 2002. Amplitud y solapamiento de nicho de *Plesiomicrolophus koepckeorum* (Sauria) en la loma del Cerro Campana-Trujillo. XIV Congreso Nac. De Biología y VIII Simposium Nac. De Educación en Ciencias Biológicas.

Zeballos, H.; L. Villegas; R. Gutiérrez; K. Caballero & P. Jiménez. (2000) Vertebrados de las Lomas de Atiquipa y Mejía, sur del Perú. Rev. Ecol. Lat. Amer. 7 (3): 11–18.

ANEXO



Fig. 1 .- A. *Microlophus keopckoerum*, hembra; B. *Microlophus keopckoerum*, macho; C. *Geositta maritima*; D. *Pseudasthenes cactorum*; E. *Muscigralla brevicauda*; F. *Thinocorus rumicivorus*



Fig. 2 .- A. *Geranoaetus melanoleucus*; B. *Leptathenura striata*; C. *Rodophis vesper*, hembra; D. *Rodophis vesper* macho; E. *Lagidium peruanum*

Arnaldoa 21 (1): 241 - 250, 2014 ISSN: 1815-8242

Evaluación del daño de ADN de linfocitos humanos expuestos a cipermetrina y extracto etanólico de semillas de *Vitis vinifera* L. (Vitaceae) "uva"

Evaluation of DNA damage in human lymphocytes exposed to cypermethrin and ethanolic extract of seeds *Vitis vinifera* L. (Vitaceae) "grape"

Allen Mendoza Avalos, Carlos León Torres & Carlos Nomberto Rodríguez
Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo-Perú.
gerson_menav@hotmail.com; cartaviolabs@hotmail.com; untcarlos@hotmail.com;
Cecilia Betzabet Bardales Vásquez
Facultad de Ciencias. Universidad Privada Antenor Orrego. Trujillo-Perú
cbardalesv@upao.edu.pe

Resumen

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar el daño al ADN de linfocitos humanos inducidos por cipermetrina y el efecto protector del extracto etanólico de semilla de *Vitis vinifera* L. (Vitaceae) "uva" se utilizó la electroforesis alcalina de una sola célula (ensayo cometa). Los linfocitos fueron aislados de muestras de sangre obtenidas de 6 donantes sanos, no fumadores con un rango de edad de 20 y 26 años y se cultivaron en Karyotyping Medium GIBCO™ PB-MAX™ por 24 horas. Los linfocitos fueron sometidos a un pre-tratamiento con soluciones de extracto etanólico de semilla de *Vitis vinífera* L. "uva" a concentraciones de 15 y 40 ppm durante 1 hora y transcurrido este tiempo fueron tratados con cipermetrina a una concentración de 20 ppm. Para el ensayo cometa se usó el método establecido por Olive *et al.,* 1992 modificado por Castillo, 2012. Los resultados permitieron apreciar que los linfocitos expuestos al extracto etanólico de semilla de *Vitis vinífera* L. (Vitaceae) "uva" y Cipermetrina muestran una disminución frente al daño en el ADN inducido por Cipermetrina.

Palabras clave: *Vitis vinifera*, Cipermetrina, Ensayo Cometa, Daño del ADN.

Abstract

The present study objective of evaluating the DNA damage in human lymphocytes induced by cypermethrin and the protective effect of the ethanolic extract of *Vitis vinifera* L. (Vitaceae) "grape" seeds. This study used the alkaline single-cell gel electrophoresis (comet assay). Lymphocytes were isolated from blood samples obtained from 6 healthy, non-smokersdonors, within an age range of 20-26 years, and afterwards cultured in GIBCO ™ PB-MAX™ Karyotyping Medium which was incubated at 37 ° C for 24 hours. Lymphocytes were pre-treatedwith an ethanolic extract of *Vitis vinifera* L. (Vitaceae) "grape" seed solution at concentrations of 15 and 40 ppm for 1 hour and after this time they were treated with Cypermethrin at a concentration of 20 ppm, hydrogen peroxide 50 mM was considered as positive control and Phosphate Buffer (PBS) as a negative control. The comet assay was done following the method established by Olive *et al.,* 1992. The results showed that lymphocytes exposed to the ethanolic extract of Vitis vinifera L. (Vitaceae) "grape" seeds and cypermethrin presented a DNA damage diminution induced by Cypermethrin; thus it's concluded that pretreatment of lymphocytes with ethanolic extract of *V. vinifera* L. (Vitaceae) seeds significantly reduces DNA damage caused by cypermethrin.

Key words: *Vitis vinifera*, Cypermethrin, comet assay, DNA Damage.

Introducción

Vitis vinifera L. (Vitaceae) "uva", es una de las especies económicamente más importantes debido a sus diversos usos en producción de vinos, jugo de uva industrial y otros productos alimenticios (Georgiev *et al.*, 2014). Esta especie se caracteriza por poseer un alto contenido de compuestos polifenólicos, los cuales se encuentran en las cáscaras y semillas. El extracto que puede obtenerse de sus semillas es principalmente rico en proantocianidinas, siendo los responsables del color rojo o rosado en las bayas de "uva", estos compuestos pertenecen a la familia de los flavonoides, son oligómeros y polímeros de las unidades del polihidroxi flavanol-3, tales como la (+)-catequina y la (-)-epicatequina (Bogdan & Baumann, 2009), asimismo, poseen propiedades farmacológicas, quimiopreventivas, actividad antioxidativa de importancia en la prevención de enfermedades cardiovasculares y el tratamiento de trastornos de piel (Clifton, 2004;Wetwitayaklung, 2008).

Existen numerosos estudios que

demuestran una gran actividad antioxidante y de reducción de radicales libres de las proantocianidinas. Se ha demostrado que los extractos de semillas de "uva" son más eficaces para eliminar radicales libres que las vitaminas C y E, vitamina E más C y β-caroteno contra la peroxidación lipídica y la fragmentación del ADN en ratones (Senthilmohana *et al*., 2003; Attia *et al*.,2008; Zhou *et al*., 2012); estos efectos han sido también confirmados por muchos estudios con animales, en la que proantocianidina inhibe la tumorogénesis en los tejidos como la piel (Gali *et al*., 2008), colon (Dinicola *et al*., 2012), de mama (Eng *et al*., 2003) y de la próstata (Raina *et al*., 2007). Por lo tanto, las proantocianidinas han sido de gran interés en estudios para la dosificación de personas expuestas a genotóxicos y como un modulador potencial de muchas dianas moleculares en enfermedades crónicas como el cáncer.

Actualmente, hay una presión cada vez mayor en la industria agrícola en todo el mundo, para producir mejores cosechas de calidad de una manera rentable. Como resultado, los pesticidas se han convertido en el componente más utilizado en el programa integrado de control de plagas. Una de los compuestos más usados para el control de plagas son los piretroides de origen sintético; dentro los cuales la cipermetrina es uno de los más utilizados como productos para el cultivo de la "vid" y como producto doméstico (Kotonia, 2004).

Algunos estudios recientes, indicaron que el uso de cipermetrina sobre el cultivo de la "vid" en niveles de residuos de manera responsable, son superiores a los límites máximos de residuos (LMR) y, podría plantear problemas de salud debido al consumo regular de esta fruta por parte de la población (Esmaeil, 2010). Se ha demostrado, que la Cipermetrina induce a la genotoxicidad sistémica en mamíferos, ya que causa daños en el ADN en órganos vitales mediados por radicales libres (Giri *et al*., 2003; Patel *et al*., 2006; Kocaman & Topaktas, 2009). Las rupturas en la cadena del ADN a nivel de células individuales mediadas por radicales libres pueden ser medidas por el ensayo cometa (Arencibia & Rosario, 2009).

En base al conocimiento actual, de la cantidad de enfermedades crónicas-degenerativas que se han asociado al excesivo uso de la cipermetrina, surge la necesidad de compuestos antioxidantes que sirvan para los tratamientos preventivos de este tipo de enfermedades, por lo tanto, este trabajo tuvo como objetivo evaluar el daño de ADN de linfocitos humanos expuestos a cipermetrina y extracto etanólico de semillas de *Vitis vinifera* L. (Vitaceae) "uva" mediante el ensayo cometa.

Material y métodos

Muestra: Los linfocitos fueron obtenidos de muestras sanguíneas de donantes varones sanos (de edad comprendida entre 20 y 26 años) mediante centrifugación (10 000 rpm por 10 min) e incubados a 37 °C durante 24 horas en GIBCO™ PB-MAX™ Karyotyping Medium. Para la elaboración del extracto se utilizó semillas de *V. vinifera* L. var. *italiana* obtenidas del Distrito de Cascas, La Libertad, Perú.

Métodos

Para la preparación del extracto de semilla de *V. vinifera* las semillas fueron secadas, molidas y pesadas (100 g), luego, se dejaron en reposo en etanol por 7 días. Transcurrido este tiempo de maceración, se separa la disolución etanólica del residuo sólido mediante filtración con papel filtro. El extracto etanólico así obtenido, se concentra por evaporación del disolvente hasta

reducir el volumen obtenido a la mitad.

Transcurrido las 24 horas de incubación de los linfocitos, se establecieron en seis grupos experimentales, a los cuales se le agregó el extracto de semilla de "uva" con diferentes concentraciones 15, 40 µg/ ml al medio de cultivo y se dejó incubar a 37 °C durante 1 hora.

Después del pretratamiento con extracto etanólico de la semilla de *V. vinifera* los linfocitos se incubaron durante 1 hora con cipermetrina a una concentración de 20 ppm y el control positivo (50 µM de H_2O_2) fue incubado durante 30 minutos y el control negativo fue tratado con PBS. Transcurrido este tiempo, los linfocitos fueron sometidos al ensayo cometa transcurrido las 24 horas de la aplicación de la cipermetrina. El ensayo cometa alcalino, se realizó de acuerdo con el procedimiento descrito Olive *et al.*, 1992 modificado por Castillo (2012), para tal fin, se realizaron preparaciones colocando 140 µl de agarosa de punto de fusión normal (SIGMA) sobre un portaobjetos esmerilado y se dejó solidificar a temperatura ambiente; después se agregó una segunda capa de 210 µl (140 µl de agarosa de bajo punto de fusión [LMP, SIGMA] más 70 µl de células sanguíneas), inmediatamente, se colocó un cubreobjetos para obtener una distribución apropiada de células a lo largo de la primera capa de gel, entonces las muestras se colocaron a 4 °C por 10 min para que solidificara. Finalmente, se retiraron los cubreobjetos y se sumergieron los portaobjetos en una solución de lisis compuesta de detergentes y sales concentradas (2,5 M NaCl, 100 mM Na2EDTA, 10 mM tris-HCl, 1% Tritón X-100; pH 10) durante toda la noche a 4 ºC. Con esta solución, se lisaron las paredes celulares y nucleares y el ADN que se encontraba superenrrollado se liberó dando lugar a los nucleoides. Los siguientes pasos se realizaron en oscuridad para prevenir el daño adicional al ADN que puede producir la luz. Se prosiguió a colocar los portaobjetos en un buffer de electroforesis alcalino (300 mM NaOH y 1 mM Na2EDTA; pH > 13), durante 20 minutos, provocando el desenrrollamiento de la doble hebra. Luego de la electroforesis (25 V, 300 mA, 20 min, 4 ºC), los portaobjetos se lavaron suavemente 2 veces, a intervalos de 5 minutos cada uno con PBS 10 X. Para la visualización de los linfocitos se tiñeron con 75 µl de Naranja de acridina y revisados con un microscopio de fluorescencia a una amplificación de 10X.

Toma de datos y procesamiento estadístico: En cada muestra se evaluaron 100 linfocitos, para ello se realizaron la captura de imágenes de los linfocitos mediante el software DP2-BSW y se obtuvieron los parámetros del test del cometa: Olive Tail Moment, Tail moment y % Tail DNA correspondientes a los linfocitos humanos expuestos a cipermetrina y extracto de semilla de *Vitis vinifera*, mediante el software CometScore 1.5 (software libre).

Los datos obtenidos correspondientes a Olive Tail Moment, Tail moment y % Tail DNA fueron procesados estadísticamente mediante el análisis de varianza.

Resultados

En la Fig. 1. A se observó que las células expuestas Buffer fosfato (PBS) no presentaron ninguna migración del ADN, mantuvieron su forma esférica, mientras que en la Fig. 1. B y C se evidencia mayor migración del ADN (cola del cometa) en las células individuales expuestas a Peróxido de Hidrogeno 50 µM y Cipermetrina 20 ppm comparado con las células tratadas con extracto de semilla de *V. vinifera* (ESU) (Fig.1. D y E) en el cual las células

manifestaron una pequeña expansión que se traduce como daño al ADN; mientras que las células expuestas a diferentes concentraciones 15 y 40 ppm del ESU más cipermetrina manifestaron una disminución del daño al ADN (Fig.1. F y G).

El tratamiento con cipermetrina 20 ppm los valores de % Tail DNA fueron cercanos a los valores del control con Peróxido de Hidrogeno 50 µM y en los tratamientos con ESU y cipermetrina se registra valores promedios disminuidos signifativos con respecto al control positivo y tratamiento con cipermetrina 20 ppm (Tabla 1, Fig. 2).

Tabla 1. Cuantificación de daño en el ADN en cometas de linfocitos humanos tratados con diferentes concentraciones de extracto de semilla de *V. vinifera* y cipermetrina.

Tratamientos	% Tail DNA	Tail Moment	Olive Tail Moment
Control negativo	3.81 ± 0.57	0.87 ± 0.33	0.742 ± 0.45
Control positivo (50 µM H2O2)	18.04 ± 0.57	15.1 ± 0.33	12.34 ± 0.45
Cipermetrina 20 ppm	14.22 ± 0.57	4.41 ± 0.33	4.08 ± 0.45
ESU			
15 ppm	6.33 ± 0.57	3.71 ± 0.33	2.04 ± 0.45
40 ppm	6.25 ± 0.57	3.45 ± 0.33	1.65 ± 0.45
ESU/ Cipermetrina			
15/20 ppm	8.83 ± 0.57	4.64 ± 0.33	2.46 ± 0.45
40/20 ppm	7.44 ± 0.57	4.18 ± 0.33	2.18 ± 0.45

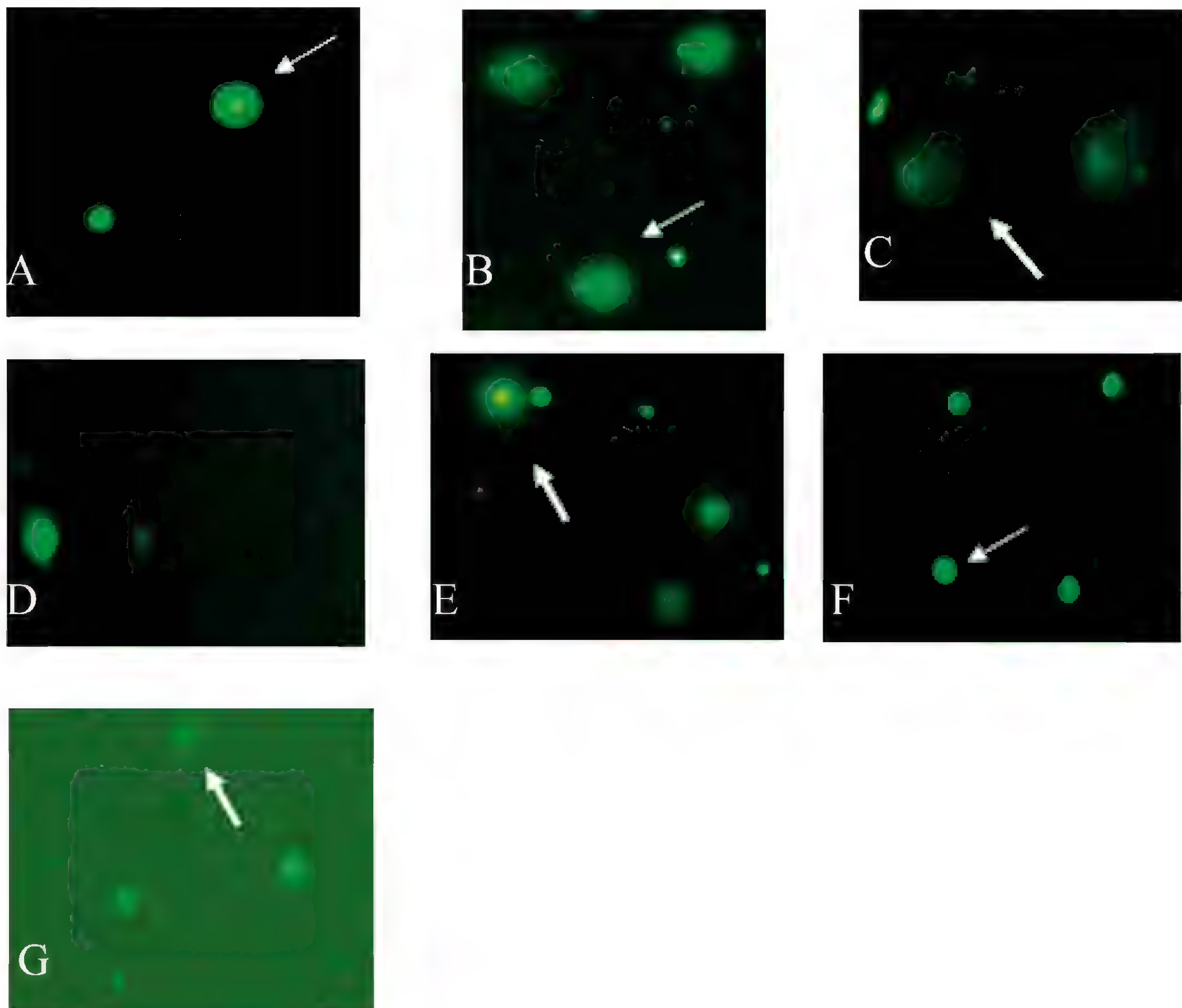
ESU (Extracto de semilla de *V. vinifera*)

($p<0.05$) * Diferencia significativa

Discusión

En este estudio, mediante el ensayo cometa se demuestra claramente que la cipermetrina induce roturas de hebras en el ADN de linfocitos humanos; donde los valores promedios para el % Tail DNA, Tail Moment y Olive Moment Tail en linfocitos humanos expuestos a Cipermetrina a una concentración de 20 ppm. Estos resultados concuerdan con los reportados por Patel *et al.* (2006), donde la cipermetrina a una concentración de 25 ppm induce a roturas de hebras en ADN de linfocitos de ratones evaluadas mediante el ensayo cometa.

Estos daños, pueden deberse a la naturaleza hidrófoba y pequeño tamaño molecular de la cipermetrina, lo cual le permite, pasar a través de la membrana celular y llegar al núcleo. Se sugiere que dentro del núcleo la cipermetrina se une al ADN a través de los grupos reactivos de su resto ácido, que conduce a la desestabilización, así como el desenrollado del DNA, que podría ser un mecanismo posible para su genotoxicidad. Se ha demostrado en sistemas experimentales que



A) T_1: Control negativo;

B) T_2: Control positivo (50 µM DE H2O2);

C) T_3: Concentración de cipermetrina 20 µg/ml;

D) T_4: Concentración de extracto de semilla de *V. vinifera* 15 µg/ml;

E) T_5: Concentración de extracto de semilla de *V. vinifera* 40 µg/ml;

F) T_6: Concentración de extracto de semilla de *V. vinifera* 15 µg/ml y Concentración de cipermetrina 20 µg/ml;

G) T_7: Concentración de extracto de semilla de *V. vinifera* 40 µg/ml y Concentración de cipermetrina 20 µg/ml.

Fig. 1. Efecto protector del extracto de semilla de "uva" en el ADN, mediante el ensayo cometa (A-G). Cambios en los niveles de daño en el ADN: (A) normal, (B) linfocitos inducidos por 50 µM H2O2, (C) linfocitos inducidos por Cipermetrina 20 ppm, (D-F) linfocitos expuestos a extracto de semilla de *V. vinifera* 15 y 40 ppm, (E-G) linfocitos inducidos por Cipermetrina 20 ppm + extracto de semilla de *V. vinifera* 15 y 40 ppm.

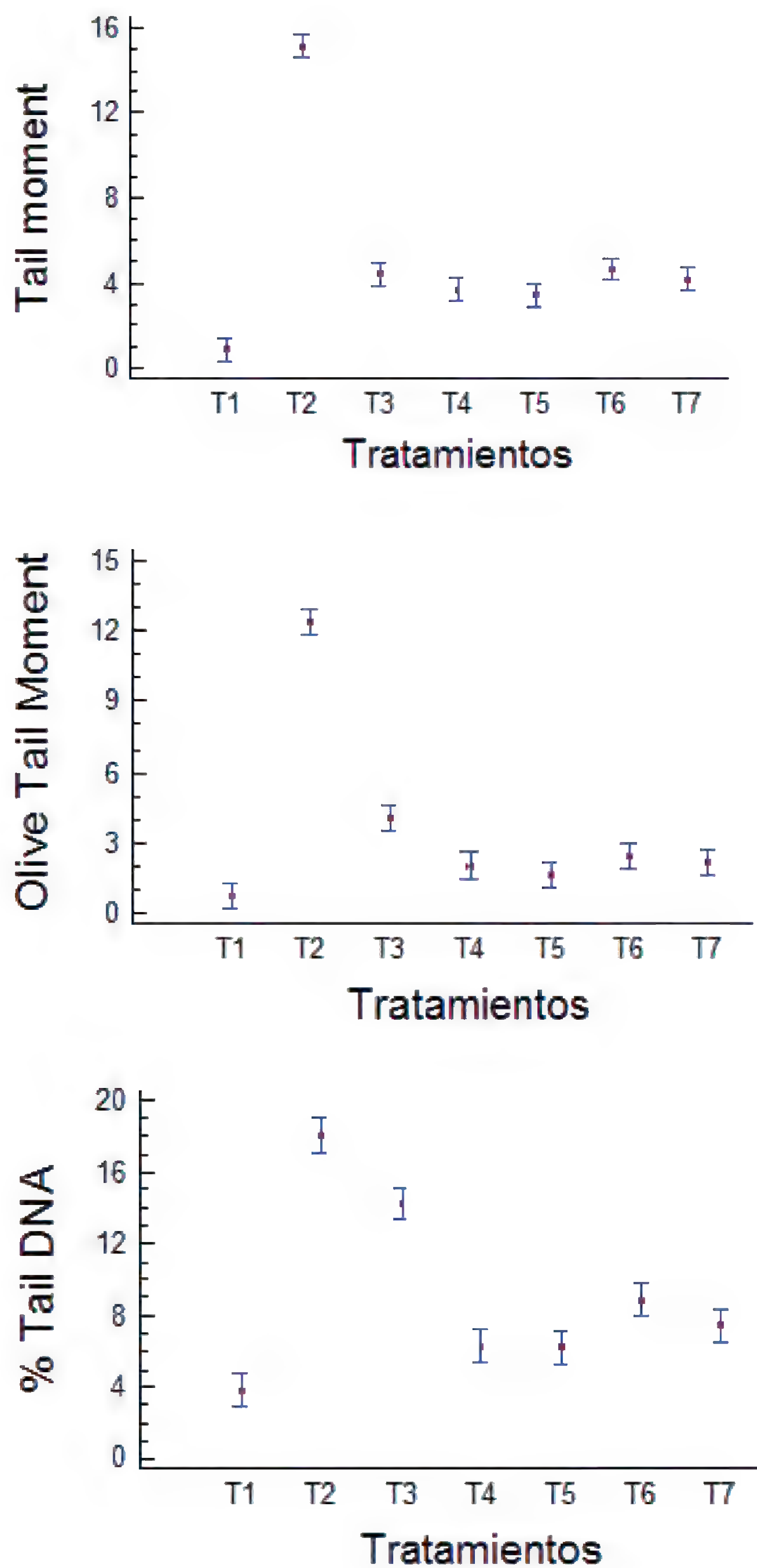


Fig. 2. Nivel de daño de ADN de linfocitos humanos (A). Tail moment, (B). Olive tailmoment y (C). % Tail DNA inducidos por Peróxido de Hidrógeno, Cipermetrina y extracto de semilla de *V. vinifera.*

la cipermetrina induce el estrés oxidativo y la generación de especies reactivas de oxígeno (ERO) las cuales pueden causar daño en el ADN, lo que podría conducir a roturas de cadena simple y la mutación (Kale *et al*., 1999; Giray *et al*., 2001; Zegura *et al*., 2004; Saxena *et al*., 2005).

Otro estudio, realizado por Attia *et al*., 2010 determinó mediante el ensayo cometa que el pre-tratamiento con proantocianidinas de semilla de *V. vinifera* disminuye el daño en el ADN de médula ósea de ratones ocasionado por Doxorubicina a una concentración de 12 mg/kg, cuyos resultados mostraron una reducción altamente significativa en los parámetros Tail Moment, % Tail DNA, Tail Length y Olive Moment del ensayo cometa. Demostrando de esta manera que las proantocianidinas de semilla de "uva" interceptaron los radicales de superóxido, hidroxilo, radicales peroxilo, peroxinitrito y quelaron los metales redox-activos, protegiendo de esta manera a las membranas celulares contra el ataque oxidativo generado por la Doxorubicina.

A pesar de su eficacia para la interceptación de los radicales libres, especies reactivas de oxígeno, el extracto de semilla de *V. vinifera* muestra poco daño al ADN en comparación al daño ocasionado por el Peróxido de Hidrógeno 50 µM y Cipermetrina 20 ppm. Este daño al ADN se puede deber a algunos de los compuesto citotóxicos del extracto de semilla de "uva". Xia *et al*., 2010 reportó sobre la toxicidad potencial de algunos polifenoles de "uva" como epicatequina a los fibroblastos y líneas celulares de queratinocitos, y catequina en células de bazo de ratones. Donde después de exponer las dos líneas celulares de epicatequina durante 24 horas llegó a demostrar que los efectos negativos se observaron cuando la concentración era 3-7 veces mayor que la de la actividad antioxidante.

Esto proporciona una evidencia, de que el daño en el ADN observado después de la exposición a la cipermetrina, podría ser una consecuencia del ataque de los radicales libres sobre el ADN. De esta manera, la inducción a daños en el ADN de linfocitos humanos expuestos a cipermetrina puede conducir a un aumento en la susceptibilidad hacia enfermedades y trastornos en los seres humanos. Por lo tanto, la importancia de este estudio radicó en la capacidad de interceptación de radicales libres y de especies reactivas de oxígeno (ERO) del extracto de semilla de "uva", que pueden ser ocasionados por la exposición a cipermetrina, obteniéndose una reducción del daño al ADN de linfocitos humanos expuestos a la cipermetrina.

Conclusiones

Los resultados obtenidos en este estudio, indican que la exposición de los linfocitos humanos a la cipermetrina a 20 ppm ocasiona daño en el ADN de manera significativa ($p<0.05$).

El extracto etanólico de semilla de *Vitis vinifera* a las concentraciones de 15 ppm y 40 ppm produce una reducción del daño del ADN de linfocitos humanos ocasionado por Cipermetrina, demostrado a través de los parámetros de %DNA in Tail, Tail Moment y Olive Moment Tail.

Literatura citada

Ar**encibia, D. & L. Rosario**. 2009. Actualización sobre el ensayo cometa y de micronúcleos *in vitro*. Retel 20 (3): 24-41.

Attia, **S.; G. Helal; M. Abd-Ellah & A. Mansour.** 2008. The effects of oral grape seed extract on cisplatin-induced cytogenotoxicity in mice. Saudi Pharm. J. 16 (2): 161-169.

Attia, S.; S. Bakheet & N. Al-Rasheed. 2010.

Proanthocyanidins produce significant attenuation of doxorubicin-induced mutagenicity via suppression of oxidative stress. Oxidative Medicine and Cellular Longevity. 3 (6): 404-413.

Bogdan, I. & L. Baumann. 2009. Antioxidantes. Rev. Chilena Dermatol. 25 (1): 8-20.

Castillo, R. 2012. Cuantificación del daño de AND por el test del cometa en linfocitos humanos expuestos al extracto etanólico de *Leucaenatrichoides*. Tesis de Título, Trujillo, Universidad Nacional de Trujillo.

Clifton, P. 2004. Effect of Grape Seed Extract and Quercetin on Cardiovascular and Endothelial Parameters in High-Risk Subjects. Journal of Biomedicine and Biotechnology. 2004 (5) 272–278.

Dinicola, S.; A. Cucina; A. Pasqualato; F. D'Anselmi; S. Proietti & E. Elisabetta. 2012. Antiproliferative and Apoptotic Effects Triggered by Grape Seed Extract (GSE) versus Epigallocatechin and Procyanidins on Colon Cancer Cell Lines. Int J Mol Sci. 13 (1): 651-664.

Eng, E.; J. Ye; D. Williams; S. Phung; R. Moore; M. Young & U. Gruntmanis. 2003. Suppression of estrogen biosynthesis by procyanidin dimers in red wine and grape seeds. Cancer Res. 63 (23): 8516-22.

Esmaeil, S. & R. Somashekar. 2010. Synthetic pyrethroides multiresidue in grapes from southern india. kathmandu university journal of science, engineering and technology.6 (2): 104-110.

Gali, H.; E. Perchellet; X. Gao; P. Laks & J. Perchellet. 1993. Inhibitory effects of semisynthetic flavonoid derivatives on the biochemical markers of tumor promotion in mouse epidermis in vivo. Cancer Lett. 72 (3):149-56.

Georgiev, V.; A. Ananga & V. Tsolova. 2014. Recent Advances and Uses of Grape Flavonoids as Nutraceuticals. Nutrients. 6: 391-415.

Giray, B.; A. Gurbay & F. Hincal. 2001. Cypermethrin-induced oxidative stress in rat brain and liver is prevented by Vitamin E or allopurinol. Toxicol. Lett. 118 (3): 139–146.

Giri, S.; A. Giri; G. Dutt & S. Bali. 2003. Induction of sister chromatid exchanges by cypermethrin and carbosulfan in bone marrow cells of mice in vivo. Mutagenesis. 18 (1): 53–58.

Kale, M.; N. Rathore; S. John & D. Bhatnagar. 1999. Lipid peroxidation and antioxidant enzymes in rat tissues in pyrethroid toxicity: possible involvement of reactive oxygen species. J. Nutr. Environ. Med. 9 (1): 37–46.

Kocaman, A. & M. Topaktas. 2009.The *in vitro* genotoxic effects of a commercial formulation of α-cypermethrin in human peripheral blood lymphocytes. Environmental and Molecular Mutagenesis. 50: 27-36.

Kotonia, A.; K. Liapis & B. Ziogas. 2004. Determination of residues of 14 insecticides and metabolites in grapes and peaches by gas chromatography–mass spectrometry. European Conference on Pesticides and Related Organic Micropollutants in the Environment. 3: 273-75

Patel, S.; A. Pandey; M. Bajpayee; D. Parmar & A. Dhawan. 2006. Cypermethrin-induced DNA damage in organs and tissues of the mouse: Evidence from the comet assay. Mutation Research/Genetic Toxicology. 607 (2): 176–183.

Raina, K.; R. Singh; R. Agarwal & C. Agarwal. 2007. Oral grape seed extract inhibits prostate tumor growth and progression in TRAMP mice. Cancer Res. 67 (12): 5976-82.

Saxena, P.; L. Chauhan & S. Gupta. 2005. Cytogenetic effects of formulation of cypermethrin in root meristem cells of *Allium sativum:* spectroscopic basis of chromosome damage. Toxicology. 216 (2-3): 244–252.

Senthilmohana, S.; J. Zhangb & R. Stanley. 2003. Effects of flavonoid extract Enzogenol with vitamin C on protein oxidation and DNA damage in older human subjects. Nutrition Research. 23 (2003) 1199–1210.

Wetwitayaklung, P.; T. Yamrote; N. Phunttumatamat; N. Kaewnuan & P. Makchumnum. 2008. A Determination of the Antioxidant Activity of Proanthocyanidin of Thai Cultivated Grape Seed, L-Ascorbic Acid, and Trolox by Means of FRAP Assay. Bulletin of the Department of Medical Sciences. 50 (1): 24-34.

Xia, E.; G. Fang; Y. Guo & H. Bin. 2010. Biological Activities of Polyphenols from Grapes.

Int. J. Mol. Sci. 11 (12): 622-646.

Zegura, B.; T. Lah & M. Filipic. 2004. The role of reactive oxygen species in microcystin-LR-induced DNA damage. Toxicology. 200 (1): 59–68.

Zhou, K & J. Raffou. 2012. Potential Anticancer Properties of Grape Antioxidants. Journal of Oncology. 2012.

INSTRUCCIONES A LOS AUTORES

PERFIL EDITORIAL

Arnaldoa es una publicación abierta a trabajos científicos originales y revisiones de botánica pura o aplicada en sus diversas áreas: Sistemática y taxonomía de plantas avasculares y vasculares, morfología, citología y genética, corología y ecología, etnobotánica, biología reproductiva, estructura y desarrollo, microbiología y parasitología, ficología, micología, zoología.

La edición de los artículos se efectúa en 4 etapas:

1. Evaluación de la calidad y presentación del manuscrito original a cargo del Comité Editorial. Los artículos que no se ajusten a las normas editoriales serán devueltos antes de evaluar su contenido.

2. Evaluación del fondo o contenido del manuscrito a cargo de dos árbitros anónimos no pertenecientes al equipo editorial; posteriormente, se informa al autor el resultado de la evaluación (aceptación, correcciones a introducir en el texto o su desaprobación).

3. Evaluación de la forma o corrección de estilo a cargo del Comité Editorial.

4. Revisión de las pruebas de imprenta a cargo del autor y Comité Editorial. Se recomienda a los autores poner énfasis en la redacción, sintaxis, ortografía, citas y referencias bibliográficas, nombres científicos y abreviaturas de los autores.

La extensión podrá ser hasta de veinte páginas impresas, incluidas figuras y tablas; la dirección de la revista considera posibles excepciones.

PAUTAS DE ESTILO

1. Instrucciones generales

-Los manuscritos pueden ser escritos en idioma español, portugués o inglés en letra Times New Roman a 12 puntos, doble espacio, con márgenes 2,5 cm, en una sola cara de la hoja tamaño A4. Numerar páginas e ilustraciones.

-Se envían tres copias impresas de los originales a la redacción de la Revista. En esta instancia, se incluye sólo buenas copias de las ilustraciones (no los originales). Una vez aceptado el trabajo, debe ser enviado en un CD o Correo electrónico.

-Los artículos incluyen: Introducción, Material y métodos, Resultados, Discusión, Agradecimientos, Literatura citada.

2. Estilo

-Se alinea el texto a la izquierda, sin sangrías, centrados o justificados, evitando subrayados, cursivas (excepto para los nombres científicos) y, en lo posible, llamadas a pie de página.

-Las palabras deben ir separadas por un solo espacio.

-En caso de que hubiera tablas o cuadros, comenzarlos en página separada, con un corte de página. Se citan las figuras y tablas en el texto (Fig. 1).

-Los patronímicos (en autores, referencias bibliográficas, siglas, material estudiado) van en minúsculas.

-Las citas en idiomas extranjeros y nombres vernáculos llevan comillas.

-Los taxones genéricos e infragenéricos se escriben en cursiva; las siglas son citadas solamente la primera vez que se la menciona.

3. Primera página

-El título debe ser breve y conciso, escrito con minúsculas y sin punto final. Si corresponde, entre paréntesis se incluye el nombre de la Familia o División. Se sugiere un título abreviado para el titulillo.

-Se cita a continuación el o los autores e inmediatamente por debajo se indica lugar de trabajo, dirección postal y electrónica.

-Se acompaña un resumen en español y otro en inglés (abstract), que no superen las 250 palabras, escritas en un párrafo independiente. Tanto el resumen y el abstract consisten en un único párrafo (sin puntos aparte). En ambos resúmenes se añaden hasta 10 palabras clave complementarias al título.

4. Abreviaturas

-Los autores de los taxones deben ser abreviados de acuerdo con "Authors of Plants Names" (Brummit & Powell, 1992) o en la web:

http//cms.huh.harvard.edu//databases/botanist_index.html

-Los libros se abrevian de acuerdo con "Taxonomic Literature", 2da Edición; las publicaciones periódicas según BPH ("Botánico-Periodicum-Huntianum", 1969) y BPH/S ("Botanico-Periodicum-Huntianum/Suplementum", 1991), ambas en la web.

http//cms.huh.harvard.edu//databases/publication_index.html

-Los Herbarios se abrevian según Thiers, B. [continuamente actualizada]. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium.

http://sweetgum.nybg.org/ih/ (accedido en septiembre de 2013).

-Las unidades de medida, los acrónimos y los puntos cardinales no llevan punto.

5.Tratamientos taxonómicos

5.1. Las claves serán dicotómicas.

5.2. Descripciones de especies nuevas:

Previa a la descripción, se coloca el nombre, en negrita y cursiva, seguido por el nombre o sigla del autor; a continuación se indica el tipo de novedad que se propone (sp. nov., comb. nov., entre otras). Al final se debe hacer referencia a la ilustración, si existiera (ver ejemplo). Luego, se comienza indicando el material tipo, y entre paréntesis la sigla (o siglas) del herbario (s) donde se halla (n) depositado (s).

Ejemplo:

Larnax macrocalyx S. Leiva, E. Rodr. & Campos sp. nov. (Fig. 2)

TIPO: PERÚ. **Dpto. Cajamarca**. Prov. San Ignacio; Distrito Tabaconas, Caserío La Bermeja, La Bermeja-Huaquillo, 1700-1940 m, 20-XI-1997, *E. Rodríguez & R. Cruz 2052* (Holótipo: HUT; Isótipos. AMAZ, CONN, CORD, F, HAO, M, MO, MOL, NY, USM).

A continuación, se comienza en párrafo aparte, la diagnosis en inglés o en latín y en cursiva.

En párrafo aparte, se escribe la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafo aparte: nombre vulgar, especímenes adicionales examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología, estado actual, etimología, usos.

Los taxones nuevos para la ciencia deben estar ilustrados, sobre todo en lo que respecta a sus caracteres diagnósticos y en lo posible un mapa de distribución y claves taxonómicas.

5.3. Especies ya descritas:

Se consigna el nombre de la especie (en negrita y cursiva) seguido por el nombre o sigla del autor (es) y la cita bibliográfica; a continuación se coloca el basónimo si correspondiera. Siguen inmediatamente los datos del material TIPO, empleando

signos de admiración si el material fue visto o revisado (Ej. NY!). En párrafo aparte se indican los sinónimos. Ejemplo:

Nasa carunculata (Urb. & Gilg) Weigend, comb. nov. Arnaldoa 5 (2): 1998. Basónimo, *Loasa carunculata* Urb. & Gilg, Nova Acta Caes. Leop. Carol. German. Nat. Cur. 76: 243-1900.

TIPO: Perú: [Prov. Desconocida] *Lobb 358* (Holótipo: K!, fotografía F!, neg. nr, 495).

= *Loasa vestita* Killip, Journ. Wash. Acad. Science 19: 194, 1929. TIPO: PERÚ. **Dpto. Ayacucho**, Prov. Huanta, al Norte de Huanta, cerca de Huayllay, 3500-3600 m, *Weberbaueri 7591* (Holótipo US!; Isótipos: k!, F!, NY!, BM!, S!, MO!).

En párrafo aparte, se escribe la descripción detallada en idioma vernáculo, seguido en párrafo aparte, nombre vulgar, especímenes examinados, comparación con las especies afines, distribución y ecología, fenología y usos. Etimología es solo para especies nuevas.

6. Especímenes adicionales examinados

-Si el material examinado es abundante, se citan solamente los ejemplares más representativos (por su fenología, distribución, entre otros) en el texto.

-En el texto, los especímenes se citan luego de la descripción, de acuerdo al siguiente orden: PAÍS (en mayúsculas). Departamento/ Estado (Dpto./Edo, en negrita), Provincia, localidad, altitud (m), fecha (el mes en números romanos: 10-X-2013), colector y número de colección (en cursiva). Seguidamente se indica entre paréntesis la sigla del o de los herbarios donde se hallan los ejemplares. Finalmente y entre comillas se anotan las observaciones del colector. Se separan los ejemplares contiguos mediante punto y guión. Las grandes unidades geográficas tales como continentes o subcontinentes son separadas; dentro de ellas, los países se ordenan de norte a sur y de oeste a este, constituyendo cada uno un párrafo independiente.

-Los Estados, Departamentos y Provincias de un mismo país se ordenan alfabeticamente y se agrupan en párrafos. Ejemplo:

PERÚ. **Dpto. Amazonas**, Prov. Chachapoyas, Leymebamba, alrededores de Laguna de los Cóndores, 2500-2600 m, 16-VIII-1998. *V. Quipuscoa et al. 1241,* “abundante” (CONN, CORD, F, HAO, HUT, MO).

7.Literatura citada

-Se incluyen solo las publicaciones de los trabajos mencionados en el texto.

-Los autores se escriben en negrita y se ordenan alfabeticamente, si existieran varios trabajos del mismo autor, se citan en orden cronológico, adjuntando las letras a, b, c, cuando corresponda.

-Si el número de autores es mayor de dos, agregar *et al.* al primero de ellos cuando sean citados en el texto; sin embargo, todos los autores deben figurar en la bibliografía general.

-Las citas en el texto se efectúan según los siguientes modelos: Weigend (1998); según Weigend (1998); Weigend (1998: 162); (Weigend, 1998); Weigend (1998; 2002); Weigend & Rodríguez (2002); Weigend & Rodríguez (2002: 07); (Weigend & Rodríguez, 2002); Weigend *et al.,* 1998; (Weigend *et al.,* 1998) cuando son 3 ó más autores; (Visión & Dillon, 1996; Dillon, Leiva & Quipuscoa, 2007; Leiva & Barboza, 2009).

Ejemplo:

D’Arcy, W.G. 1986. The genera of

Solanaceae and their types. Solanaceae Newsletter 2 (4): 10-33.

Hunziker, A. T. 1979. Estudios sobre Solanaceae; A synoptic survey, pages: 49-85. *In* J. C. Hawkes; R. L. Lester & A. D. Skelding. Editors. Solanaceae Biology and Taxonomy Academic London Press. London.

Mione, T. & F. C. Coe. 1992. Two new combinations in Peruvian *Jaltomata* (Solanaceae). Novon 2: 383-384.

Weigend, M. & E. Rodríguez. 1998. Una nueva especie de *Mentzelia* (Loasaceae) procedente del Valle Marañón en el Norte del Perú. Arnaldoa 5(1): 51-58.

Dillon, M. O.; Y. Tu; A. Soejima; T. Yi; Z. Nie; A. Tye & J. Wen. 2007. Phylogeny of *Nolana* (Nolaneae, Solanoideae, Solanaceae) as inferred from granule-bound starch synthase i (GBSSI) sequences. Taxon 65: 1000-1012.

8.Ilustraciones

-Las fotografías, dibujos, mapas, gráficos, entre otros, individuales o agrupados se tratan como figuras (abreviatura: Fig.).

-Van en negrita y se enumeran consecutivamente con números arábigos, siguiendo el orden con que aparecen en el texto. Cada uno de los elementos es identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo; selecciona el tamaño de las letras de modo que, reducidas al formato (caja) de la revista, midan 3 mm.

-Las dimensiones se indican mediante escalas; se recomienda que todas las escalas de una ilustración se ubiquen en la misma posición preferentemente a la derecha (vertical u horizontal).

-Todas las ilustraciones deben ser de calidad; las fotografías deben ser a color o en blanco y negro, en papel liso (brillante) o digitalizados en alta resolución (mayor a 300dpi o ppp, archivos TIF o JPG), y buen contraste; si varias fotografías componen una figura, se las separa mediante un filete blanco que, reducido al tamaño de la caja, no supere de 1 mm de ancho.

-Presentar dibujos y mapas en tinta china o impresos en laser; los mapas tienen el norte (N) hacia arriba, con al menos dos marcas de latitud y de longitud y una escala en kilómetros. Se recomienda especialmente para trabajos anatómicos y morfológicos evitar repetir dibujos de cortes con micrografías; solo en casos conflictivos puede existir esta doble documentación. Asimismo, los esquemas diagramáticos deben respetar estrictamente el plano del corte.

-No se debe reunir en una misma figura fotografías y dibujos.

-El tamaño máximo de las ilustraciones (incluidas las leyendas) es el del tamaño del formato del texto (caja), o sea 20 cm, (alto) x 14 cm (ancho); de ser mayores, para reducirlas, se debe respetar la misma proporción.

-También se aceptan medias láminas transversales y/o verticales, las que deben respetar el ancho del formato (caja). Indican las medidas mediante escalas.

-Las leyendas de las ilustraciones se anotan en hoja aparte, indicando el nombre del material ilustrado y su número de referencia.

-Las figuras deben ser montadas sobre cartón (apenas adheridas, para que puedan despegarse) y protegidas con papel transparente; en el dorso del soporte deben anotarse el número de la figura, el nombre del autor y el título abreviado del trabajo.

-Las ilustraciones originales deben ser

enviadas junto con la versión definitiva del manuscrito.

Énfasis en las tablas, cuadros, los mismos que deben ser realizados en Excel o afines.

9.Separados

Cada autor recibe el pdf; además, puede solicitar a su cargo un número adicional, en el formulario impreso que se le hará llegar junto con la aceptación del trabajo.

Dirigir correspondencia a:

Director

Revista ARNALDOA

Museo de Historia Natural y Cultural

Universidad Privada Antenor Orrego

Casilla Postal 1075

Av. América Sur 3145

Urb. Monserrate, Trujillo, PERÚ

Telf. +51 (044) 604462

Email: museo@upao.edu.pe

Revista del Museo de Historia Natural y Cultural

ARNALDOA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Volumen 21(1): enero - junio 2014

CONTENIDO / CONTENTS

Continua en el interior de la cubierta / Continued on inside back cover



UPAO
UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

FONDO EDITORIAL

enero - junio 2014

ARNALDOA

Volumen 21(1) 001 - 250 pp